

Aus der Medizinischen Kleintierklinik  
Lehrstuhl für Innere Medizin der kleinen Haustiere und Heimtiere  
der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Vorstand: Univ.-Prof. Dr. Katrin Hartmann

# **Labordiagnostische Referenzbereiche bei Chinchillas**

Inaugural-Dissertation  
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität  
München

von  
Andrea Christine Wuck  
aus Freising

München 2010

Gedruckt mit der Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun

Referent: Univ.-Prof. Dr. Katrin Hartmann

Korreferent: Prof. Dr. Clemens Knospe

Tag der Promotion: 24.07.2010

Meiner Familie

## INHALTSVERZEICHNIS

<b>I.</b>	<b>EINLEITUNG .....</b>	<b>1</b>
<b>II.</b>	<b>LITERATURÜBERSICHT .....</b>	<b>2</b>
<b>1.</b>	<b>Zoologische Einordnung und Besonderheiten des Chinchillas .....</b>	<b>2</b>
1.1.	Zoologische Einordnung .....	2
1.2.	Physiologische Besonderheiten .....	2
<b>2.</b>	<b>Blutentnahme.....</b>	<b>4</b>
2.1.	Blutentnahme bei Chinchillas .....	4
2.2.	Einflussfaktoren auf labordiagnostische Parameter .....	7
<b>3.</b>	<b>Labordiagnostische Parameter .....</b>	<b>9</b>
3.1.	Hämatologische Parameter.....	9
3.1.1.	Erythrozyten .....	9
3.1.2.	Hämoglobin .....	11
3.1.3.	Hämatokrit.....	13
3.1.4.	Erythrozytenindizes.....	15
3.1.4.1.	Mittleres Erythrozytenvolumen.....	15
3.1.4.2.	Mittlere Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten .....	17
3.1.4.3.	Mittlerer Hämoglobingehalt der Einzelerthrozyten .....	18
3.1.5.	Erythrozyten-Verteilungsspanne .....	19
3.1.6.	Retikulozyten .....	19
3.1.7.	Thrombozyten .....	20
3.1.8.	Leukozyten .....	20
3.1.9.	Differentialblutbild.....	24
3.1.9.1.	Lymphozyten.....	24
3.1.9.2.	Monozyten.....	26
3.1.9.3.	Neutrophile Granulozyten .....	27
3.1.9.4.	Eosinophile Granulozyten .....	30
3.1.9.5.	Basophile Granulozyten .....	32
3.2.	Enzyme.....	33
3.2.1.	Alaninaminotransferase.....	34
3.2.2.	Alkalische Phosphatase .....	35
3.2.3.	Aspartataminotransferase .....	36
3.2.4.	Glutamatdehydrogenase .....	37

3.2.5.	$\gamma$ -Glutamyltransferase .....	38
3.2.6.	Laktatdehydrogenase.....	38
3.2.7.	Kreatinkinase.....	39
3.2.8.	Cholinesterase .....	40
3.2.9.	$\alpha$ -Amylase.....	40
3.2.10.	Lipase .....	41
3.3.	Substrate .....	41
3.3.1.	Glukose.....	41
3.3.2.	Fruktosamin.....	43
3.3.3.	Gesamteiweiß .....	43
3.3.4.	Albumin.....	44
3.3.5.	Cholesterin .....	45
3.3.6.	Triglyzeride .....	46
3.3.7.	Serumgallensäuren .....	47
3.3.8.	Bilirubin .....	48
3.3.9.	Harnstoff.....	48
3.3.10.	Kreatinin.....	50
3.4.	Elektrolyte .....	50
3.4.1.	Kalzium .....	51
3.4.2.	Phosphat .....	52
3.4.3.	Magnesium.....	53
3.4.4.	Natrium.....	54
3.4.5.	Kalium.....	55
3.4.6.	Chlorid.....	55
3.4.7.	Eisen .....	56
<b>III.</b>	<b>MATERIAL UND METHODEN .....</b>	<b>57</b>
<b>1.</b>	<b>Material .....</b>	<b>57</b>
1.1.	Tiere .....	57
1.1.1.	Auswahl der Tiere .....	57
1.1.2.	Signalement.....	57
1.1.2.1.	Altersverteilung.....	58
1.1.2.2.	Geschlechtsverteilung .....	59
1.1.2.3.	Fellfärbungen .....	59
1.1.2.4.	Haltung .....	60

---

1.2.	Geräte .....	60
<b>2.</b>	<b>Methodik .....</b>	<b>62</b>
2.1.	Blutentnahme .....	62
2.2.	Bestimmung der Laborparameter .....	64
2.3.	Statistische Auswertung .....	73
2.3.1.	Sammlung und Aufbereitung der Daten.....	73
2.3.2.	Ausreißerelimination .....	73
2.3.3.	Graphische Darstellung der Daten und ihrer Verteilung.....	73
2.3.4.	Bestimmung der Kenngrößen.....	74
2.3.5.	Signifikanztests .....	74
2.3.6.	Bestimmung der Referenzbereiche .....	74
<b>IV.</b>	<b>ERGEBNISSE .....</b>	<b>76</b>
<b>1.</b>	<b>Datenverteilung .....</b>	<b>76</b>
1.1.	Häufigkeitsverteilung und Ausreißer .....	76
1.2.	Kenngrößen .....	79
1.3.	Abhängigkeiten .....	79
<b>2.</b>	<b>Referenzbereiche .....</b>	<b>98</b>
<b>V.</b>	<b>DISKUSSION .....</b>	<b>104</b>
<b>VI.</b>	<b>ZUSAMMENFASSUNG .....</b>	<b>127</b>
<b>VII.</b>	<b>SUMMARY .....</b>	<b>129</b>
<b>VIII.</b>	<b>LITERATURVERZEICHNIS .....</b>	<b>131</b>
<b>IX.</b>	<b>ANHANG .....</b>	<b>142</b>
<b>X.</b>	<b>DANKSAGUNG .....</b>	<b>167</b>

**ABKÜRZUNGSVERZEICHNIS**

A	altersabhängig
ADP	Adenosin-5`-diphosphat
ALT	Alaninaminotransferase
AP	Alkalische Phosphatase
AST	Aspartataminotransferase
ATP	Adenosin-5`-triphosphat
bzw.	beziehungsweise
ca.	circa
Ca	Kalzium
CHE	Cholinesterase
CK	Kreatinkinase
Cl	Chlorid
d	Tag
Fe	Eisen
G	geschlechtsabhängig
γ-GT	Gamma-Glutamyltransferase
GLDH	Glutamatdehydrogenase
Gr.	Granulozyten
Hb	Hämoglobin
Hkt	Hämatokrit
IU	internationale Einheit (international unit)
K	Kalium
kA	keine Angabe

---

Kurt	Kurtosis
J	Jahr
LDH	Laktatdehydrogenase
m	männlich
M	Median
Max	Maximum
MCH	mittlerer Hämoglobingehalt der Einzelerythrozyten (mean corpuscular hemoglobin)
MCHC	mittlere Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten (mean corpuscular hemoglobin concentration)
MCV	mittleres Erythrozytenvolumen (mean corpuscular volume)
Mg	Magnesium
Min	Minimum
mind.	mindestens
mk	männlich kastriert
Mo	Monat
n	Anzahl
Na	Natrium
neutr.	neutrophile
o.	oder
p	Signifikanz
P	Phosphat
RES	Retikuloendotheliales System
SD	Standardabweichung
segm.	segmentkernige



stab.	stabkernige
u.	und
u. a.	unter anderem
U/min	Umdrehungen pro Minute
V.	Vena
v. a.	vor allem
w	weiblich
wk	weiblich kastriert
Wo	Woche
$\bar{x}$	Mittelwert
$x_{(n)}$	maximale Beobachtung
$x_{(i)}$	minimale Beobachtung
z. B.	zum Beispiel

## **I. EINLEITUNG**

Das Chinchilla (*Chinchilla lanigera*) ist ein herbivores Nagetier der Familie der Chinchillas oder Hasenmäuse (Chinchillidae) (WENZEL, 1990b). Es wurde erst sehr spät domestiziert (DIAMOND, 2002). In der Vergangenheit hauptsächlich in der Pelztierzucht oder in wissenschaftlichen Einrichtungen zu Versuchszwecken eingesetzt, gewinnt es in den letzten Jahren immer mehr Bedeutung als Haustier und als Patient in der tierärztlichen Praxis (HARTMANN, 1993; MC CLURE, 1999; NESS, 1999). Besitzer wünschen einen hohen Standard, wenn es um die Gesundheitserhaltung und tierärztliche Betreuung ihrer Tiere geht (MC CLURE, 1999). Gesicherte Referenzbereiche für labordiagnostische Parameter finden daher im Rahmen der Diagnosefindung eine immer größere Bedeutung. Die in der Literatur vorhandenen Referenzbereiche beziehen sich oft nur auf einige wenige Parameter oder stammen nur von einer geringen Anzahl an Chinchillas ähnlichen Alters und Geschlechts. Haltungsunterschiede sind kaum berücksichtigt und die in den Studien verwendeten Blutentnahmetechniken sind meist nicht in der tierärztlichen Praxis vor dem Besitzer durchführbar. Zudem entsprechen die verwendeten Analysemethoden meist nicht den heute in Deutschland gebräuchlichen Labormethoden, so dass die Werte nicht auf die Praxis übertragbar sind.

Ziel dieser Studie war es somit, labordiagnostische Referenzbereiche für möglichst viele Blutparameter (49) bei gesunden Heimtier-Chinchillas unterschiedlichen Signalements unter Praxisbedingungen mit in Deutschland üblichen Labormethoden zu erstellen, Abhängigkeiten von Alter und Geschlecht zu überprüfen und mit den Angaben in der Literatur zu vergleichen und zu diskutieren.

## **II. LITERATURÜBERSICHT**

### **1. Zoologische Einordnung und Besonderheiten des Chinchillas**

In wissenschaftlichen Untersuchungen des Chinchillas müssen Entwicklungsgeschichte, physiologische Besonderheiten und die Einordnung in die zoologische Systematik berücksichtigt werden.

#### **1.1. Zoologische Einordnung**

Das in dieser Studie behandelte Langschwanzchinchilla (*Chinchilla lanigera*) gehört zusammen mit den Kurzschwanzchinchillas (*Chinchilla chinchilla*) zur Gattung Chinchilla in der Familie Chinchillas (Chinchillidae). Die Familie Chinchillas ist der Überfamilie Chinchillaartige (Chinchilloidea) in der Unterordnung der Meerschweinchenverwandten (Caviomorpha) zugeordnet (HARTMANN, 1993).

Ausgangsmaterial für Farmzuchten war das in freier Natur fast ausgerottete *Chinchilla lanigera* (HERRE & RÖHRS, 1990). Bereits 1895 wird von ersten Zuchterfolgen beim Chinchilla in Chile berichtet, aber erst 1926 gründet Chapman in Kalifornien die erste Chinchillafarm. Als Stammtiere gelten elf Tiere, die er 1923 in die USA brachte. Zu dieser Zeit standen Chinchillas in Argentinien, Bolivien, Chile und Peru bereits seit Jahren unter Schutz und es bestand ein Fang- und Ausfuhrverbot. Erste Farbmutationen traten 1955 in Amerika auf (WENZEL, 1990a). SPANNL und KRAFT (1988) berichteten, dass die meisten Chinchillas als Farmtiere gehalten werden und nur wenige als Haustiere. Als Haustier wurde das Chinchilla erst ab 1970 beliebt (BARTL, 2008). KRAFT (2005) stellte fest, dass es seit 1967 einen Zuwachs an Heimtierpatienten, darunter auch steigende Patientenzahlen des Chinchillas, in der Medizinischen Kleintierklinik München gibt.

#### **1.2. Physiologische Besonderheiten**

Chinchillas sind herbivore Tiere mit einem komplizierten Verdauungsapparat. Sie können aus dem dürftigen, faserreichen, trockenen Pflanzenwuchs ihres Verbreitungsgebietes die Energieversorgung decken und sind somit auf eine rohfaserreiche Nahrung angewiesen (WENZEL, 1990d). Laut BREM (1982) ist

der Chinchilladarm mit 250 – 300 cm sehr lang und kann im Bereich von Caecum und Colon ascendens ein großes Volumen einnehmen. Laut WENZEL (1990) müssen Futterumstellungen schrittweise durchgeführt werden, da der Chinchillaverdauungstrakt darauf empfindlich reagiert.

Das Chinchillaweibchen besitzt einen *Uterus duplex* mit doppelter Cervix und kann daher nach dem Werfen direkt wieder gedeckt werden (KRAFT, 1994). Beim Männchen liegen die Hoden in einer Ausbuchtung der Bauchmuskulatur oder intraabdominal, auch als kryptorchid zu bezeichnen, ein eigentliches Skrotum ist nicht ausgebildet (SCHWAIGART, 1995). Die Tragezeit beträgt  $111 \pm 3$  Tage (WENZEL, 1990b), ein Wurf kann aus 1 – 6 Jungtieren bestehen, durchschnittlich beträgt die Wurfstärke zwei Jungtiere (HOEFER, 1994). Die Geschlechtsreife tritt mit 3 – 4 (WENZEL, 1990c), 4 – 12 (HOEFER, 1994) oder 7 – 9 (MERRY, 1990) Monaten ein. Nach jüngeren Berichten sind Chinchillas mit 6 Monaten geschlechtsreif (EGEN & ERNST, 2001). Chinchillas können 20 Jahre alt werden und wiegen ausgewachsen 450 – 800 Gramm, die weiblichen Tiere sind etwas schwerer als die männlichen (MERRY, 1990).

Die Vorderläufe der Chinchillas sind nur schwach ausgebildet und haben mit ihren langen, beweglichen Zehen vor allem (v. a.) Stütz- und Greiffunktion. Die Hinterläufe dagegen sind stark ausgebildet und dienen der Vorwärtsbewegung, die aus hasenähnlichem Hoppeln oder schnellen, geschickten Sprüngen besteht (SCHWEIGART, 1995).

Chinchillas besitzen ein seidenweiches Fell, bei dem aus einer Haarwurzel bis zu 60 Einzelhaare wachsen (SCHWAIGART, 1995; EGEN & ERNST, 2001; BARTL, 2008). Zur Fellpflege baden auch Chinchillas in freier Wildbahn im Sand (MERRY, 1990). Tägliche Sandbäder sind wichtig für als Haustiere gehaltene Chinchillas (REES, 1963; EIDMANN, 1992; HARTMANN 1993; HOEFER, 1994).

Chinchillas haben große Ohren, diese besitzen neben der Funktion der Thermoregulation noch weitere Besonderheiten. Das Mittelohr weist eine große leicht zugängliche und nur von einem dünnen Knochen umgebene Bulla tympanica auf (WATANABE et al., 1982). Laut MERRY (1990) sind auch die Cochlea und die sie umgebenden Strukturen leicht zugänglich. Zusätzlich gibt es starke Ähnlichkeiten im Gehör von Chinchillas und dem Menschen (HENDERSON et al., 1973). Daher ist das Chinchilla, das trotz einer großen

Resistenz gegenüber Otitiserregern empfänglich für Infektionen mit menschlichen Keimen ist, in der Otologie ein beliebtes Versuchstier um neue Erkenntnisse über die *Otitis media* beim Menschen zu erlangen (BOERSMA, 1994). Chinchillas sind als Labortier einfach zu halten und eignen sich aufgrund ihrer hohen Lebenserwartung auch für Langzeitstudien (MERRY, 1990).

Beim Handling des Chinchillas ist darauf zu achten, die Tiere nicht am Nackenfell oder zu grob anzupacken, da sonst eine Fellpartie abgeworfen wird, was als „fur-slip“ bezeichnet wird (HARTMANN, 1993; HOEFER, 1994; DONNELLY & BROWN, 2004). Dieses Ausstoßen der Haare aus den Haarfollikeln stellt eine physiologische Abwehrreaktion auf Stress und rohe Behandlung dar (REES, 1963).

## 2. Blutentnahme

In der Literatur sind zahlreiche Methoden zur Blutentnahme beim Chinchilla beschrieben. Die unterschiedlichen Techniken sind im folgenden Abschnitt aufgeführt.

### 2.1. Blutentnahme bei Chinchillas

CAMPBELL und ELLIS (2007) lassen das Chinchilla zur Blutabnahme aus der *V. saphena lateralis* in Seitenlage fixieren. Die peripheren Venen haben beim Chinchilla geringen Durchmesser und die Blutabnahme daraus gilt als schwierig (CAMPBELL & ELLIS, 2007). Als mögliche periphere Venen beschreiben TAPPA und Mitarbeiter (1989) die *Vena* (*V. femoralis*, *V. cephalica*, *V. auricularis*, *V. saphena*, die dorsale Penisvene, die laterale Abdominalvene und die Schwanzvenen. Eine wiederholte Abnahme kleinerer Blutmengen aus den von den Autoren beschriebenen Venen ist ohne negative Auswirkungen auf die Tiere möglich. Zur besseren Darstellung der Venen wird die Fellpartie an den entsprechenden Stellen geschoren und die Hautpartie desinfiziert. Das Chinchilla wird von einer Hilfsperson fixiert. Dabei greifen Daumen und Zeigefinger um den Nacken, mit den restlichen Fingern werden die Vorderläufe gehalten. Die andere Hand hält mit Zeige- und Mittelfinger die Schwanzbasis, die Hinterbeine werden zwischen Daumen und Zeigefinger fixiert (TAPPA et al., 1989).

Eine Möglichkeit zur Blutabnahme ist die Punktion (HARTMANN et al., 1995; OSTOJIC et al., 2002) oder das Anritzen der **Ohrvene** (EGEN & ERNST, 2001). Laut HOEFER (1994) kann das Anstechen der Ohrvene allerdings bei

wiederholten Blutabnahmen zu Thrombosen und Ohrmuscheltraumata führen. Nach SPANNL und KRAFT (1988) kann so nur eine geringe Probenmenge von circa (ca.) 1 ml Blut gewonnen werden. Ein weiteres Problem besteht darin, dass durch Anritzen der Ohrmuschel gewonnenes kapilläres Blut verfälschte Ergebnisse, zum Beispiel (z. B.) durch Beimengungen von Gewebsflüssigkeit, verursachen kann (GUDER, 1976). Auch PAOLINI und Mitarbeiter (1993) empfinden diese Methode als sehr mühsam und von der Menge unbefriedigend.

EGEN und ERNST (2001) erwähnen das Einritzen der Schwanzhaut zur Blutprobengewinnung. Das Abschneiden der Schwanz- (JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA, 1987) oder Krallenspitze ist schmerzhaft und die Blutmenge unrentabel (MC CLURE, 1999).

Für größere Blutmengen wird in der Literatur die *V. jugularis* (HOEFER, 1994), die *V. cava cranialis* (DONNELLY, BROWN, 2004) oder die Herzpunktion empfohlen. Zur Punktion der *V. jugularis* empfehlen CAMPBELL und ELLIS (2007) eine Fixation in Brustlage mit hochgestrecktem Kopf und den Vorderbeinen über die Tischkante hängend. Bei Chinchillas liegt die *V. jugularis* sehr oberflächlich und sie tolerieren diese Blutabnahmetechnik laut den Autoren auch ohne Narkose. MARTIN und Mitarbeiter (2005) entnehmen während Operationen in Narkose Blut aus der *V. jugularis*.

Die Punktion der **V. cava cranialis** unter Anästhesie gilt laut DONNELLY und BROWN (2004) als risikoreich. Bei unkorrekter Durchführung kann es zu intrathorakalen, perikardialen oder pulmonalen Blutungen mit Todesfolge kommen.

Zur **Herzpunktion** legt STRIKE (1970) die Chinchillas in Narkose und eröffnet den Brustkorb. EIDMANN (1992) punktiert das Herz der Chinchillas nach Tötung in den Untersuchungsbetrieben mittels Genickbruch oder 15 – 17 Sekunden anhaltender Stromeinwirkung von 15 Ampere über Plus- und Minussonde die am Ohr und Schwanzansatz befestigt wurden. Auch SILVA und Mitarbeiter (2005) erwähnen die Herzpunktion nach Tötung zur Fellgewinnung oder in Narkose. BALOUGH und Mitarbeiter (1998) beschreiben die Herzpunktion nach Inhalations- und intramuskulärer Narkose. Die Methode der Punktion des Herzens lehnen SPANNL und KRAFT (1988) vor dem Besitzer und aufgrund des Risikos von Verletzungen als Routinemethode ab. Für

experimentelle Untersuchungen ist sowohl die Herzpunktion als auch die Punktion des retrobulbären Venenplexus gut geeignet, da so 3 – 5 ml Blut gewonnen werden können.

BOETTCHER und Mitarbeiter (1990) beschreiben die Blutabnahme aus dem **transversen Venensinus**. Um diese Technik gefahrlos anzuwenden ist eine Anästhesie der Tiere nötig, da es bei Abwehrbewegungen zu Verletzungen im Hirnstamm und Kleinhirn kommen kann. Das Fell auf der dorsalen Fläche des *Os parietale* wird entfernt und der Bereich mit einer Povidine-Jodlösung gereinigt. Eine 25 G Kanüle wird medial zur Gehörtrommel in den transversen Sinus eingeführt. Da der Schädelknochen sehr dünn ist, ist er mit leichtem Druck und Drehbewegungen einfach zu penetrieren. Der Eintrittswinkel wird mit einem rechten Winkel zur Schädeldecke beschrieben. Nach der Blutabnahme wird die Kanüle zurückgezogen und für 30 Sekunden mit einem Alkoholtupfer ein leichter Druck auf die Abnahmestelle ausgeführt. PAOLINI und Mitarbeiter (1993) beschreiben eine modifizierte Boettcher-Technik zur Blutabnahme aus dem transversen Venensinus. Sie verwenden statt einer Kanüle eine 25 G Butterflykanüle. Die Butterflykanüle wird 1 mm medial der Grenze der Gehörtrommel entlang dem transversen Venensinus eingeführt. Nachdem die Haut penetriert ist beginnt ein Assistent mit Hilfe einer aufgesetzten 1-ml-Spritze leichten, negativen Druck im Wechsel auf- und abzubauen. Nach dem Durchdringen des Schädelknochens ist nur ein Vorschub von 1 – 2 mm nötig, um einen Blutfluss zu erreichen. Sobald ein guter Blutfluss, gegebenenfalls durch Drehen der Butterflykanüle, erreicht ist, kann auf eine 5 oder 10 ml Spritze gewechselt werden. Zu Beginn ist aber unbedingt eine 1 ml Spritze zu verwenden, da sonst ein zu großer Druck aufgebaut wird, der das Trommelfell zerstören könnte. Mit dieser Methode kann innerhalb einer Woche problemlos in drei Probennahmen bei wechselnder Punktion beider Sinusseiten bis zu 10 ml Blut gewonnen werden (PAOLINI et al., 1993).

Eine weitere Möglichkeit zur Blutabnahme stellt laut BOETTCHER und Mitarbeitern (1990) der **orbitale Sinus** dar. Allerdings können wiederholte Blutabnahmen zu Verletzungen des Auges und Blutungen führen. SPANNL und KRAFT (1988) lehnen die Punktion des retroorbitalen Venenplexus in Narkose vor dem Besitzer und aufgrund des Risikos von Verletzungen als Routinemethode ab. BROOKHYSER und Mitarbeiter (1977) nehmen mit dieser Methode

Blutproben von 1 – 3 ml ab und beschreiben die Überwachung der verwendeten Tiere in Bezug auf Futteraufnahme und Körpergewicht und stellen keine Anzeichen einer Schädigung durch diese Blutabnahmetechnik fest. Die Autoren erwähnen, dass sich bei einigen der Tiere, die zweimal wöchentlich über einen Zeitraum von 2 Monaten beprobt wurden, Blutungen und Eintrübungen auf der Hornhaut zeigten. Zur Punktion des retroorbitalen Venenplexus empfiehlt MC CLURE (1999) eine Anästhesie der Chinchillas, um traumatische Schäden zu vermeiden. Der Kopf wird fixiert und das dorsale Augenlid mit dem Zeigefinger hochgeschoben. Im medialen Augenwinkel wird mit leichtem Druck und Drehbewegungen die Conjunktiva durchstoßen. Ein leichtes Zurückziehen der Nadel kann den Blutfluss auslösen (MC CLURE, 1999).

## **2.2. Einflussfaktoren auf labordiagnostische Parameter**

Durch die manuelle Fixierung ohne Sedation kommt es bei vielen Tierarten zur Kontraktion der Milz und somit zu erhöhten Werten bei den Parametern des roten Blutbildes (JAIN, 1986). Der durch Stress erhöhte Blutdruck verursacht eine Freisetzung von Zellen aus dem marginalen Zellpool in den Blutstrom und erhöht die Anzahl der Leukozyten und neutrophilen Granulozyten (HARKNESS, 1987). WEISS und TVEDTEN (2006) berichten, dass diese Vorgänge Änderungen des Hämatokrits von bis zu 30 % verursachen können. COLLETTE und MERIWETHER (1965) stellen in Versuchen mit Hunden fest, dass es durch die Anwendung verschiedener Sedativa und Anästhetika hier ebenfalls zur Senkung des Hämatokrits um nahezu 25 % und der Leukozytenzahl um bis zu 42 % kommen kann. Sie erklären dies durch Blutdrucksenkung und Sequestrierung in der Milz.

GELLER und Mitarbeiter (1964) erläutern, dass sich infolge der Ausschüttung von Kortisol und Insulin in Stresssituationen die Permeabilität von Zellwänden erhöht und es somit zu gesteigerten Enzymaktivitäten kommt. KOLB (1961) erklärt die erhöhten Enzymaktivitäten im Serum durch den in Stresssituationen gesteigerten Gesamtstoffwechsel und die intrazellulär gesteigerte Enzymproduktion, die zu einem vermehrten Austausch von Enzymen an der Zellgrenzfläche führt.

SILVA und Mitarbeiter (2005) beschreiben einen Vergleich der hämatologischen Parameter von frisch getöteten und anästhesierten Chinchillas und stellen fest,



dass die mit Ketamin/Xylazin betäubten Tiere signifikant ( $p < 0,05$ ) höhere Werte des Hämatokrits, des Hämoglobingehaltes, der MCHC und der Leukozytenzahl und eine niedrigere Anzahl an Monozyten, basophilen und eosinophilen Granulozyten aufweisen. Die Konzentration des Harnstoffes, der Glukose und der Triglyzeride ergibt bei den betäubten Chinchillas niedrigere Werte, ein Unterschied der Enzymaktivität der AST und ALT konnte aufgrund der zu geringen Probenmenge nicht untersucht werden. Die Unterschiede erklären sich die Autoren bei den hämatologischen Parametern als Stressreaktion auf das Handling zur Narkosemittelinjektion, die geringere Konzentration der Glukose, des Harnstoffes und der Triglyzeride führen sie auf die Blutabnahmezeit zurück. Die Autoren führen auf, dass die Blutabnahmen bei den frisch getöteten Chinchillas frühmorgens, also folgend auf die tageszeitübliche Hauptnahrungsaufnahme der Tiere, und die Blutabnahmen bei den anästhesierten Tieren erst mittags durchgeführt wurden (SILVA et al., 2005). Auch GUDER (1976) beschreibt, dass viele metabolische Parameter, z. B. Triglyzeride, Phosphat und Glukose, stark nahrungsabhängig sind und die Elektrolytkonzentration des Kaliums tageszeitliche Schwankungen zeigt.

Laut GUDER (1976) können labordiagnostische Parameter auch durch die Wahl der Punktionsstelle beeinflusst werden. Die Gewinnung von kapillärem Blut, beispielsweise beim Anritzen der Ohrmuschel, kann zur Änderung der Ergebnisse durch mechanische Einwirkungen, Beimengungen von Gewebsflüssigkeit und ungleiche Durchblutung führen. MC CLURE (1999) berichtet, dass durch Anschneiden der Krallen oder der Schwanzspitze gewonnenes Blut für die klinische Biochemie nicht geeignet ist, da die Aktivität der Kreatinkinase sowie die Kalzium- und Gesamtproteinkonzentration falsch erhöhte Werte zeigen können. Außerdem sind derartig gewonnene Proben meist durch Beimengungen von Gewebsflüssigkeiten und Gerinnungspartikeln verunreinigt (MC CLURE, 1999). JAIN (1986) beschreibt, dass aus dem Herz gewonnenes Blut der Maus sich deutlich in der Anzahl der Leukozyten vom Blut desselben Tieres unterscheidet, das durch Abschneiden der Schwanzspitze gewonnen wurde.

Wiederholte Blutabnahmen durch Vaenasectio zur Verlaufskontrolle bei einem Goldhamster zeigen Änderungen der Leukozyten- und Erythrozytenanzahl (SCHERMER, 1967).

Bei hohen Thrombozytenzahlen kommt es zum Anstieg der Kalium- und

Phosphatkonzentration und Erhöhung der Aktivität der Laktatdehydrogenase (LUTOMSKI & BOWER, 1994).

### **3. Labordiagnostische Parameter**

Die labordiagnostischen Parameter werden in hämatologische Parameter, Enzyme, Substrate und Elektrolyte unterteilt.

#### **3.1. Hämatologische Parameter**

Von den hämatologischen Parametern wurden Leukozytenzahl mit Differentialblutbild, Erythrozytenzahl, Hämatokrit, Hämoglobin, Thrombozytenzahl und die Erythrozytenindizes bestimmt.

##### **3.1.1. Erythrozyten**

Die Hauptfunktion der Erythrozyten ist der Gastransport (LÖSCH et al., 2000). Laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) lassen sich anhand der Erythrozytenzahl die Erythrozytenindizes MCH und MCV berechnen. Eine Polyglobulie kann scheinbar bei Dehydratation aber auch bei Angst- und Erregungszuständen auftreten. Die physiologische Jungtieranämie basiert auf einer geringeren Erythrozytenzahl und somit auch einer niedrigeren Hämoglobinkonzentration. Die Erythrozytenzahl wird in  $10^6/\mu\text{l}$  (konventionelle Einheit) oder in T/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005).

Tiere, die in großer Höhe leben weisen kleine Erythrozyten auf, dadurch wird die Erythrozytenoberfläche vergrößert, um den niedrigen Sauerstoffpartialdruck ausgleichen zu können (LÖSCH et al., 2000). Laut einem Vergleich von EDERSTROM und Mitarbeitern (1971) sind die Erythrozyten des Chinchillas kleiner und zahlreicher als die des Meerschweinchens. KRAFT (1959) gibt die Größe der roten Blutkörperchen mit  $6,7 - 7,3 \mu\text{m}$  an.

Die Erythrozytenzahl bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 3,4 bis  $12,0 \times 10^{12}/\text{l}$  angegeben (siehe Tab. 1). JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) finden statistisch signifikante jahreszeitliche Schwankungen der Erythrozytenzahl bei weiblichen ( $p \leq 0,01$ ) und männlichen ( $p \leq 0,01$  oder  $0,05$ ) Chinchillas. Im Sommer zeigen sich niedrige Werte, über die Wintermonate ist ein Anstieg zu verzeichnen. Bei weiblichen Chinchillas ist die Spanne der Erythrozytenzahl mit  $4,6 - 10,56 \times 10^{12}/\text{l}$  weiter als die bei den männlichen Tieren mit  $3,4 - 10,3 \times$

10<sup>12</sup>/l. GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeiter (1985) untersuchen Schwankungen der Erythrozytenzahl während der Trächtigkeit von Chinchillas und kommen zu dem Ergebnis, dass keine statistisch signifikanten Schwankungen vorliegen. Zur Geschlechtsabhängigkeit liegen verschiedene Ergebnisse meist ohne Angabe einer statistischen Signifikanz vor. So haben nach STRIKE (1970) (statistisch signifikant  $p \leq 0,001$ ) und CASELLA (1963a) weibliche Chinchillas niedrigere Erythrozytenzahlen, JOHNSON (1950) und KRAFT (1959) kommen zum gegenteiligen Ergebnis. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit der Erythrozytenzahl von weiblichen Chinchillas und stellen keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren fest. SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen fest, dass es keinen statistisch signifikanten Unterschied in der Erythrozytenzahl von frisch getöteten und narkotisierten Tieren gibt (siehe Tab. 1, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 1: Angaben zur Zahl der Erythrozyten ( $\times 10^{12}/l$ ) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten, d = Tag)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
JOHNSON (1950)	5,99 <sup>2</sup>	4,94 <sup>2</sup>	
NEWBERNE (1953)			6,93 <sup>2</sup>
CASELLA (1963a)	7,685 <sup>2</sup>	8,753 <sup>2</sup>	
KRAFT (1959)	10,56 <sup>6</sup>	9,45 <sup>6</sup>	
STRIKE (1970)	5,2 – 9,9 <sup>3</sup> (6,60 $\pm$ 0,1) <sup>4</sup>	5,8 – 10,3 <sup>3</sup> (7,25 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>	
KITTS et al. (1971)	5,9 – 8,4 <sup>3</sup> (7,2 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>		
FOX et al. (1984)			6,9 <sup>2</sup> (5,2 – 10,3) <sup>3</sup>
JAKUBOW et al. (1984)	(5,4 $\pm$ 0,4) <sup>4</sup>	(5,5 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>	
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)	Trächtigkeit d 0 – 39: 5,3 $\pm$ 0,31 <sup>4</sup> d 40 – 59: 5,1 $\pm$ 0,50 <sup>4</sup> d 60 – 89: 5,5 $\pm$ 0,24 <sup>4</sup> d 90 – 112: 5,3 $\pm$ 0,27 <sup>4</sup>		
SPANNL & KRAFT (1988)			7,141 $\pm$ 0,889 <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			5,98 – 9,47 <sup>3</sup> (7,63 $\pm$ 1,19) <sup>4</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			6,6 – 10,7 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 3,4 – 4,2 <sup>1</sup> (3,8 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>  betäubt: 4,1 – 4,6 <sup>1</sup> (4,3 $\pm$ 0,1) <sup>4</sup>	

### 3.1.2. Hämoglobin

Hämoglobin besteht aus dem eigentlichen Farbstoff Häm mit zweiwertigem Eisen und Globin, einem Peptid. Die biologisch aktive Form befindet sich nur in den Erythrozyten. Der Abbau des Hämoglobins findet nach Freisetzung aus den gealterten Erythrozyten v. a. in der Milz statt. Dabei werden Eisen und Bilirubin freigesetzt (KRAFT et al., 2005). Die bei Jungtieren beschriebenen geringeren Hämoglobinkonzentrationen werden durch die physiologische Jungtieranämie mit einer geringeren Anzahl an Erythrozyten (KRAFT et al., 2005) und dem

geringeren Hämoglobingehalt der Erythrozyten verursacht (WEISS & TVEDTEN, 2006). Die Hb-Konzentration wird in g/dl (konventionelle Einheit) oder in mmol/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005).

Die Hb-Konzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 5,46 bis 15,40 mmol/l angegeben (siehe Tab. 2). MORRISON und Mitarbeiter (1963) beschreiben Besonderheiten des Hämoglobingehaltes bei Chinchillas. Sie bestimmen die Hämoglobinkonzentration in der Höhe des natürlichen Lebensraumes und nach Verbringung auf Meereshöhe und stellen hohe Werte fest, die auch bei auf Meereshöhe geborenen Nachkommen keine Veränderung zeigen (MORRISON et al., 1963). JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) untersuchen jahreszeitliche Schwankungen der Hämoglobinkonzentration bei Chinchillas. Es gibt einen Konzentrationsabfall im Sommer, und eine Steigung im Winter mit Höchstwerten im Februar (Männchen: 9,12; Weibchen: 9,06 mmol/l), allerdings liegt keine statistische Signifikanz vor. Die Werte beider Geschlechter liegen während der jahreszeitlichen Schwankungen eng zusammen, aber die männlichen Chinchillas haben eine ca. 0,5 % höhere Hämoglobinkonzentration als die weiblichen Tiere (JAKUBOW et al., 1984). STRIKE (1970) stellt fest, dass es keine statistisch signifikante Geschlechtsabhängigkeit der Hämoglobinkonzentration gibt. Laut SILVA und Mitarbeitern (2005) haben narkotisierte Chinchillas statistisch signifikant ( $p \leq 0,5$ ) höhere Hämoglobinkonzentrationen als frisch getötete Tiere. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit der Hb-Konzentration von weiblichen Chinchillas und stellen keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren fest (siehe Tab. 2, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 2: Angaben zur Hämoglobinkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten, \* = umgerechnet aus g/dl (Faktor: 0,6207))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
NEWBERNE (1953)*			8,19 <sup>2</sup>
CASELLA (1963a)*	8,07 <sup>2</sup>	8,07 <sup>2</sup>	
KRAFT (1959)*	8,38 <sup>6</sup>	7,97 <sup>6</sup>	
STRIKE (1970)*	5,46 – 9,56 <sup>3</sup> (7,26 $\pm$ 0,12) <sup>4</sup>	4,97 – 9,37 <sup>3</sup> (7,26 $\pm$ 0,19) <sup>4</sup>	
KITTS et al. (1971)*	8,38 – 10,24 <sup>3</sup> (9,12 $\pm$ 0,50) <sup>4</sup>		
FOX et al. (1984)			11,7 <sup>2</sup> (8,0 – 15,4) <sup>3</sup>
JAKUBOW et al. (1984)*	(7,51 $\pm$ 0,43) <sup>4</sup>	(7,95 $\pm$ 0,31) <sup>4</sup>	
SPANNL, KRAFT (1988)*			7,59 $\pm$ 0,60 <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)*			5,90 – 9,00 <sup>3</sup> (7,37 $\pm$ 1,05) <sup>4</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)*			7,26 – 8,38 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: 7,20 – 9,00 <sup>1</sup> (8,13 $\pm$ 0,37) <sup>4</sup>  betäubt: 8,44 – 10,92 <sup>1</sup> (9,68 $\pm$ 0,50) <sup>4</sup>	

### 3.1.3. Hämatokrit

Der Hämatokrit (Hkt) stellt den prozentualen Anteil der zellulären Bestandteile am Gesamtblut dar. Er ist abhängig von der Anzahl und dem Volumen der Erythrozyten und dem Plasmavolumen. Der Hämatokrit wird in Prozent (konventionelle Einheit) oder in l/l (SI-Einheit) angegeben (KRAFT et al., 2005).

Der Hkt bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 25 bis 54 % angegeben (siehe Tab. 3). MORRISON und Mitarbeiter (1963) beschreiben Besonderheiten des Hkt bei Chinchillas. Sie bestimmen den Hkt in der Höhe des natürlichen Lebensraumes und nach Verbringung auf Meereshöhe und stellen hohe Werte fest, die auch bei auf Meereshöhe geborenen Nachkommen keine Veränderung zeigen (MORRISON et al., 1963). JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) untersuchen jahreszeitliche Schwankungen des Hkt bei Chinchillas. Es ist

ein niedriger Wert über die Wintermonate zu verzeichnen, mit einem Anstieg des HKT über den Sommer. Die jahreszeitlichen Schwankungen beider Geschlechter sind identisch und mit einem  $p \leq 0,5$  statistisch signifikant (JAKUBOW et al., 1984). GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeiter (1985) beschreiben Schwankungen des Hkt während der Trächtigkeit und kommen zu dem Ergebnis, dass zwischen Tag 0 – 39 niedrige Werte vorliegen, die mit einer statistischen Signifikanz ( $p \leq 0,01$ ) zwischen Tag 40 – 59 ansteigen, während Tag 60 – 89 ( $p \leq 0,01$ ) abfallen um zwischen Tag 90 – 112 erneut anzusteigen ( $p \leq 0,001$ ). STRIKE (1970) stellt keinen geschlechtsabhängigen signifikanten Unterschied des Hkt fest. Laut SILVA und Mitarbeitern (2005) haben narkotisierte Chinchillas einen statistisch signifikant ( $p \leq 0,5$ ) höheren Hkt als frisch getötete Tiere. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit des Hkt von weiblichen Chinchillas und stellen keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren fest. (siehe Tab. 3, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 3: Angaben zum Hämatokrit (%) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, d = Tag)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
STRIKE (1970)	25,0 – 52,0 <sup>3</sup> (38,3 $\pm$ 0,8) <sup>4</sup>	27,0 – 54,0 <sup>3</sup> (38,7 $\pm$ 1,1) <sup>4</sup>	
KITTS et al. (1971)	37,0 – 50,0 <sup>3</sup> (41,9 $\pm$ 0,4) <sup>4</sup>		
FOX et al. (1984)			38 <sup>2</sup> (27 – 54) <sup>3</sup>
JAKUBOW et al. (1984)	(43,0 $\pm$ 1,4) <sup>4</sup>	(43,0 $\pm$ 1,2) <sup>4</sup>	
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)	Trächtigkeit d 0 – 39: 37,9 $\pm$ 1,30 <sup>4</sup> d 40 – 59: 42,8 $\pm$ 2,68 <sup>4</sup> d 60 – 89: 37,7 $\pm$ 1,50 <sup>4</sup> d 90 – 112: 45,0 $\pm$ 1,17 <sup>4</sup>		
SPANNL & KRAFT (1988)			37,565 $\pm$ 5,889 <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			32 – 52 <sup>3</sup> (41,22 $\pm$ 6,31) <sup>4</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			33 – 49 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 34,5 – 39,51 <sup>1</sup> (37,0 $\pm$ 1,2) <sup>4</sup>  betäubt: 39,2 – 45,9 <sup>1</sup> (42,6 $\pm$ 1,2) <sup>4</sup>	

### 3.1.4. Erythrozytenindizes

Aus den drei Grundgrößen Hkt, Erythrozytenzahl und Hb lassen sich die Erythrozytenindizes berechnen (KRAFT et al., 2005).

#### 3.1.4.1. Mittleres Erythrozytenvolumen

Der MCV (mean corpuscular volume) gibt das durchschnittliche Volumen der Erythrozyten an. Er wird mit Hilfe der folgenden Berechnungsformel erstellt (KRAFT et al., 2005):

$$\text{MCV (fl)} = \text{Hkt (l/l)} \times 10 / \text{Erythrozytenzahl (10}^{12}/\text{l)}$$

Da junge Erythrozyten größer sind als reife Erythrozyten, ist der MCV beim Vorliegen von vielen jungen Erythrozyten höher (WEISS & TVEDTEN, 2006).



Als Einheiten für den MCV werden  $\mu\text{m}^3$  (konventionelle Einheit) und fl (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005).

Der MCV bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 51 bis 116,1  $\mu\text{m}^3$  angegeben (siehe Tab. 4). JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) beschreiben jahreszeitliche Schwankungen des MCV bei Chinchillas. Es ist ein niedriger Wert über die Wintermonate zu verzeichnen, mit einem Anstieg des MCV über den Sommer. Die jahreszeitlichen Schwankungen beider Geschlechter sind identisch und mit einem  $p \leq 0,5$  statistisch signifikant (JAKUBOW et al., 1984). GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeiter (1985) untersuchen Schwankungen des MCV während der Trächtigkeit und kommen zu dem Ergebnis, dass zwischen Tag 0 – 39 niedrige Werte vorliegen, die mit einer statistischen Signifikanz ( $p \leq 0,001$ ) zwischen Tag 40 – 59 ansteigen, während Tag 60 – 89 ( $p \leq 0,01$ ) abfallen um zwischen Tag 90 – 112 erneut anzusteigen ( $p \leq 0,001$ ). SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen fest, dass es keinen statistisch signifikanten Unterschied des MCV von frisch getöteten und narkotisierten Tieren gibt (siehe Tab. 4, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 4: Angaben zum mittleren Erythrozytenvolumen (MCV) ( $\mu\text{m}^3$ ) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten, d = Tag, \* = umgerechnet aus fl (Faktor: 1))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
JAKUBOW et al. (1984)	$(83,2 \pm 3,2)^4$	$(81,0 \pm 2,1)^4$	
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)	Trächtigkeit d 0 – 39: $69,9 \pm 2,92^4$ d 40 – 59: $83,9 \pm 6,22^4$ d 60 – 89: $64,0 \pm 3,50^4$ d 90 – 112: $82,9 \pm 1,10^4$		
EIDMANN (1992)			$51 - 57^3$ $(54,28 \pm 2,19)^4$
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: $86,5 - 116,1^1$ $(101,3 \pm 6,8)^4$  betäubt: $90,4 - 112,3^1$ $(101,3 \pm 3,9)^4$	

### 3.1.4.2. Mittlere Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten

Die MCHC (mean corpuscular hemoglobin concentration) errechnet sich laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) nach folgender Formel:

$$\text{MCHC (mmol/l)} = \text{Hb (mmol/l)} \times 100 / \text{Hkt (l/l)}$$

Da Hämatokrit und Hämoglobin gut reproduzierbare Messgrößen sind, lässt sich somit die MCHC leicht ermitteln und gilt als sehr präzise. Bei Eiweißmangelernährung oder Eisenmangel kommt es zu einem Abfall der MCHC (KRAFT et al., 2005). Ein Anstieg der MCHC kann auf Fehler im Labor oder bei der Probenentnahme hinweisen (WEISS & TVEDTEN, 2006). Als Einheiten für die MCHC werden g/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die MCHC bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 15,64 bis 27,37 mmol/l angegeben (siehe Tab. 5). JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) beschreiben jahreszeitliche Schwankungen der MCHC bei Chinchillas. Es gibt der Hb-Konzentration folgend einen Abfall der MCHC im Sommer und eine Steigung im Winter mit Höchstwerten im Februar (Männchen:  $22,35 \pm 1,12$ ; Weibchen:  $20,79$

$\pm 2,67$  mmol/l), allerdings liegt keine statistische Signifikanz vor. SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen fest, dass narkotisierte Chinchillas eine statistisch signifikant ( $p \leq 0,05$ ) höhere MCHC aufweisen als frisch getötete Tiere (siehe Tab. 5, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 5: Angaben zur mittleren Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten (MCHC) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, \* = umgerechnet aus % (Faktor: 0,6207))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
JAKUBOW et al. (1984)*	$(16,76 \pm 1,12)^4$	$(17,32 \pm 1,12)^4$	
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: $20,17 - 23,71^1$ $(21,91 \pm 0,75)^4$  betäubt: $22,78 - 27,37^1$ $(25,08 \pm 0,81)^4$	

### 3.1.4.3. Mittlerer Hämoglobingehalt der Einzelerythrozyten

Der MCH (mean corpuscular hemoglobin) gibt den durchschnittlichen Hb-Gehalt des Einzelerythrozyten an und errechnet sich nach folgender Formel (KRAFT et al., 2005):

$$\text{MCH (fmol)} = \text{Hb (mmol/l)} / \text{Erythrozytenzahl (T/l)}$$

Seine Genauigkeit hängt somit von einer exakten Erythrozytenzählung ab. Als Einheiten werden g/dl (konventionelle Einheit) und fmol (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005). In jungen Erythrozyten liegt eine geringere Hb-Konzentration vor als in reifen Erythrozyten (WEISS & TVEDTEN, 2006).

Der MCH bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 0,17 bis 1,56 fmol angegeben (siehe Tab. 6). JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) beschreiben jahreszeitliche Schwankungen des MCH bei Chinchillas. Es gibt der Hb-Konzentration folgend einen Abfall des MCH im Sommer und eine Steigung im Winter mit Höchstwerten im Februar (Männchen:  $1,63 \pm 0,14$ ; Weibchen:  $1,63 \pm 0,07$  fmol); allerdings liegt keine statistische Signifikanz vor (JAKUBOW et al., 1984). SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen fest, dass es keinen statistisch signifikanten Unterschied des MCH von frisch getöteten und narkotisierten Tieren gibt (siehe Tab. 6, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 6: Angaben zum mittleren Hämoglobingehalt der Einzelerthrozyten (MCH) (fmol) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, \* = umgerechnet aus % (Faktor: 0,06207))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
JAKUBOW et al. (1984)*	$(1,34 \pm 0,10)^4$	$(1,45 \pm 0,11)^4$	
EIDMANN (1992)*			$0,87 - 1,06^3$ $(0,97 \pm 0,05)^4$
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: $0,17 - 0,27^1$ $(0,22 \pm 0,02)^4$  betäubt: $0,19 - 0,27^1$ $(0,22 \pm 0,02)^4$	

### 3.1.5. Erythrozyten-Verteilungsspanne

Die Erythrozyten-Verteilungsspanne (Red Blood Cell Distribution Width, RDW) macht eine Aussage über die Größenvariabilität der Erythrozyten. Die RDW wird von hämatologischen Zählgeräten errechnet und gibt das Ausmaß der Anisozytose (Variabilität in der Erythrozytengröße) an (WEISS & TVEDTEN, 2006). In der Hämatologie hat die RDW an Bedeutung gewonnen, denn das Auftreten von Makrozyten ist frühzeitiger an einer Verbreiterung des Erythrogramms (RDW) zu erkennen, als an der Zunahme des MCV (KRAFT et al., 2005).

Es finden sich bisher keine Angaben zur RDW bei Chinchillas in der Literatur. Auch Abhängigkeiten von Alter und Geschlecht wurden noch nicht untersucht.

### 3.1.6. Retikulozyten

Retikulozyten sind junge Erythrozyten, in denen sich eine „Substantia granulofilamentosa“ (Zellorganellreste kernhaltiger Vorstufen) nachweisen lässt (KRAFT et al., 2005). Die Erythrozyten von Nagetieren haben eine kurze Lebenserwartung, so sind bei Nagetieren höhere Retikulozytenzahlen und ein hoher Prozentsatz an basophiler Tüpfelung der Erythrozyten beschrieben. Neugeborene Ratten weisen bis zu 16 % Retikulozyten auf, adulte Tiere bis zu 2,5 % (MC CLURE, 1999).

Der Prozentsatz der Retikulozyten bezogen auf die Erythrozyten bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 0,0 bis 2,8 % angegeben (siehe Tab. 7, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 7: Angaben zur Zahl der Retikulozyten (% of RBC) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
STRIKE (1970)	0 – 1,5 <sup>3</sup> (0,2 $\pm$ 0,1) <sup>4</sup>	0 – 2,8 <sup>3</sup> (0,3 $\pm$ 0,1) <sup>4</sup>	

### 3.1.7. Thrombozyten

Thrombozyten sind kleine zytoplasmatische Fragmente der Megakaryozyten. Sie sind die wichtigsten Bestandteile der primären Homöostase und maßgeblich an der sekundären Homöostase beteiligt, da sie lösliche Faktoren zur Stabilisierung des Thrombus freisetzen (WEISS & TVEDTEN, 2004). Bei einer Thrombozytenagglutination in der Probe kommt es zu Meßfehlern (WEISS & TVEDTEN, 2004). Die Thrombozytenzahl kann in Zellen/ $\mu$ l (konventionelle Einheit) oder in G/l (SI-Einheit) angegeben werden (MISCHKE, 2005).

Die Thrombozytenzahl bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 45 bis 740  $10^3/\text{mm}^3$  angegeben (siehe Tab. 8). STRIKE (1970) stellt fest, dass es keinen signifikanten Unterschied der Thrombozytenzahl zwischen weiblichen und männlichen Chinchillas gibt (siehe Tab. 8, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 8: Angaben zur Zahl der Thrombozyten ( $10^3/\text{mm}^3$ ) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CASELLA (1963b)	(499 $\pm$ 59) <sup>4</sup>	(491 $\pm$ 56) <sup>4</sup>	
DOUGHERTY (1966)			375 <sup>2</sup>
STRIKE (1970)	45 – 740 <sup>3</sup> (298,1 $\pm$ 20,6) <sup>4</sup>	50 – 650 <sup>3</sup> (254,0 $\pm$ 21,1) <sup>4</sup>	
FOX et al. (1984)			274 <sup>2</sup> (45 – 740) <sup>3</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			254 – 298 <sup>5</sup>

### 3.1.8. Leukozyten

Laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) wird bei der Bestimmung der Leukozytenzahl immer nur eine „Momentaufnahme“ dargestellt, da sich die weißen Blutzellen nur auf ihrem Weg von der Bildungsstätte zum Ort der Wirkung und des Untergangs im peripheren Blut befinden. Somit ist die Anzahl

der Leukozyten großen Schwankungen unterworfen. Bei einer Blutdrucksteigerung aufgrund von Aufregung, Angst oder körperlicher Belastung kommt es zum Anstieg der Leukozytenzahl (KRAFT et al., 2005), da die neutrophilen Granulozyten aus dem marginalen in den zentralen Blutstrom gerissen werden (RASKIN et al., 2006). Bei einer Verlangsamung des Blutstromes durch Erweiterung des Gefäßlumens, z. B. durch einen Kreislaufschock, kommt es zu einem Abwandern der Leukozyten aus dem zentralen Pool an die Gefäßwände, somit sinkt die Zahl der Leukozyten (KRAFT, 2005). Bei Hundewelpen unter acht Wochen ist eine signifikant höhere Leukozytenzahl als bei älteren Hunden zu beobachten (MICHAELSON et al., 1966; BULGIN et al., 1970; HARPER et al., 2003). Durch bakterielle Infektionen kann es zu erhöhten Leukozytenzahlen kommen (HARPER et al., 2003). Die absolute Gesamtleukozytenzahl kann in Zahl/ $\mu$ l (konventionelle Einheit) und in G/l oder Zahl  $\times 10^9$ /l (SI-Einheit) angegeben werden (KRAFT et al., 2005).

Die Gesamtleukozytenzahl bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 1,3 bis  $45,1 \times 10^9$ /l angegeben (siehe Tab. 9). STRIKE (1970) stellt fest, dass kein signifikanter geschlechtsabhängiger Unterschied in der Gesamtleukozytenzahl bei Chinchillas besteht. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit der Leukozytenzahl von weiblichen Chinchillas und stellen keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren fest. JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) beschreiben jahreszeitliche Schwankungen der Leukozytenzahl bei Chinchillas. Im Sommer liegen die niedrigsten Leukozytenzahlen vor, über den Herbst und Frühling ist ein Anstieg zu verzeichnen. Weibchen haben die Maximalwerte im September ( $14,8 \pm 1,0 \times 10^9$ /l) und Februar ( $15,6 \pm 1,5 \times 10^9$ /l), die niedrigsten Leukozytenzahlen werden im August ( $11,7 \pm 0,6 \times 10^9$ /l) und Juni ( $9,9 \pm 1,5 \times 10^9$ /l) bestimmt. Bei männlichen Chinchillas bestimmen sie die höchsten Leukozytenzahlen im Dezember ( $15,8 \pm 0,9 \times 10^9$ /l) und April ( $14,8 \pm 1,5 \times 10^9$ /l), die niedrigsten im August ( $9,9 \pm 1,0 \times 10^9$ /l) und Mai ( $10,8 \pm 0,8 \times 10^9$ /l) (JAKUBOW et al., 1984). Statistisch signifikante ( $p \leq 0,05$ ) Schwankungen der Leukozytenzahlen über den Tagesverlauf werden von JAKUBOW und GROMADZKA-OSTROWSKA (1987) berichtet. Die höchste Anzahl bestimmen die Autoren um 4 h, die niedrigste um 12 h. GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeiter (1985) beobachten Schwankungen der Leukozytenzahl während der Trächtigkeit und

kommen zu dem Ergebnis, dass die Leukozytenzahl während der ersten beiden Trächtigkeitsabschnitte (Tag 0 – 39 und Tag 40 – 59) statistisch signifikant ( $p \leq 0,001$ ) ansteigt, um in den letzten beiden Trächtigkeitsabschnitten (Tag 60 – 89 und Tag 90 – 112) statistisch signifikant ( $p \leq 0,001$ ) abzufallen. SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen fest, dass narkotisierte Chinchillas statistisch signifikant ( $p \leq 0,05$ ) höhere Leukozytenzahlen aufweisen als frisch getötete Tiere (siehe Tab. 9, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 9: Angaben zur Zahl der Leukozyten ( $\times 10^9/l$ ) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten, d = Tag) (Seite 1)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
NEWBERNE (1953)			9,3 <sup>2</sup>
KRAFT (1959)	6,71 – 15,00 <sup>3</sup> 10,31 <sup>6</sup>	7,03 – 18,14 <sup>3</sup> 11,59 <sup>6</sup>	
CASELLA (1963a)	9,633 <sup>2</sup>	9,633 <sup>2</sup>	
DOUGHERTY (1966)			13,90 <sup>2</sup>
STRIKE (1970)	2,2 – 45,1 <sup>3</sup> (8,0 $\pm$ 0,9) <sup>4</sup>	1,6 – 39,9 <sup>3</sup> (7,6 $\pm$ 1,0) <sup>4</sup>	
KITTS et al. (1971)	4,6 – 19,5 <sup>3</sup> (8,7 $\pm$ 1,7) <sup>4</sup>		
FOX et al. (1984)			7,8 <sup>2</sup> (4,0 – 25,0) <sup>3</sup>
JAKUBOW et al. (1984)	(12,2 $\pm$ 1,1) <sup>4</sup>	(12,0 $\pm$ 0,7) <sup>4</sup>	
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)	Trächtigkeit d 0 – 39: 11,9 $\pm$ 1,36 <sup>4</sup> d 40 – 59: 15,0 $\pm$ 1,51 <sup>4</sup> d 60 – 89: 9,8 $\pm$ 0,82 <sup>4</sup> d 90 – 112: 8,2 $\pm$ 1,05 <sup>4</sup>		
JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA (1987)		(8,78 $\pm$ 0,65) <sup>4</sup>	
SPANNL & KRAFT (1988)			11,79 $\pm$ 4,29 <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			1,3 – 10,5 <sup>3</sup> (4,96 $\pm$ 3,32) <sup>4</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			7,6 – 11,5 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 4,4 – 6,1 <sup>1</sup> (5,2 $\pm$ 0,4) <sup>4</sup>  betäubt: 8,0 – 14,3 <sup>1</sup> (11,1 $\pm$ 1,3) <sup>4</sup>	



### 3.1.9. Differentialblutbild

Die verschiedenen Leukozytenarten werden im Blutaussstrich differenziert. Im Differentialblutbild werden sie als absolute Zahlen (konventionelle Einheit: Zahl/ $\mu$ l; SI-Einheit:  $\times 10^6/l$ ) oder als relative Zahlen in Prozent (%) angegeben (KRAFT et al., 2005). Es sollten immer die absoluten Zahlen beurteilt werden, da die Prozentzahlen ohne Bezug zur Gesamtleukozytenzahl keine Aussagekraft haben (RASKIN et al., 2006).

#### 3.1.9.1. Lymphozyten

Laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) befindet sich von den Lymphozyten nur ein geringer Anteil im Blutkreislauf, der größte Anteil ist in den Lymphknoten und im Thymus, ein geringerer Anteil auch im Knochenmark. Die Lymphozyten werden nach ihrer Funktion in B- und T-Lymphozyten unterschieden. Die B-Lymphozyten stehen in der Immunreaktion im Zusammenhang mit der humoralen Sofortreaktion und enthalten membrangebundene Immunglobuline. Die T-Lymphozyten sind mit der verzögerten zellulären Reaktion verbunden und produzieren Lymphokine, die zytotoxische Eigenschaften besitzen (KRAFT et al., 2005).

Jungtiere haben eine höhere Lymphozytenzahl (KRAFT et al., 2005). Bei adulten Tieren kann es unter chronischem Stress, z. B. auch bei chronischen Infektionskrankheiten, zu einer Lymphozytose kommen (RASKIN et al., 2006). Bei akuten Infektionskrankheiten, eitrigen Entzündungen in den Körperhöhlen und akutem Stress kommt es durch Verschiebung des Verhältnisses von Granulozyten zu Lymphozyten zu einer Abnahme der Lymphozytenzahl (KRAFT et al., 2005). Die Lymphozytenzahl kann als absolute Zahl in Zahl/ $\mu$ l (konventionelle Einheit) und in Zahl  $\times 10^9/l$  (SI-Einheit) angegeben werden oder in Bezug auf die Gesamtleukozytenzahl als relative Zahl in Prozent (%) (KRAFT et al., 2005).

Die Lymphozytenzahl bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 5,32 bis  $11,85 \times 10^9/l$ , beziehungsweise (bzw.) 23 bis 98 % angegeben (siehe Tab. 10). STRIKE (1970) stellt fest, dass kein signifikanter geschlechtsabhängiger Unterschied in der Lymphozytenzahl bei Chinchillas besteht. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit der Lymphozytenzahl von weiblichen Chinchillas und stellen keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$

Jahren und Tieren > 2 Jahren fest. JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) beschreiben jahreszeitliche Schwankungen der Lymphozytenzahlen bei Chinchillas. Im Sommer liegen niedrige, im Winter hohe Lymphozytenzahlen vor (JAKUBOW et al., 1984). GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeiter (1985) untersuchen Schwankungen der Lymphozytenzahl während der Trächtigkeit und kommen zu dem Ergebnis, dass die Lymphozytenzahl während der ersten beiden Trächtigkeitsabschnitte (Tag 0 – 39 und Tag 40 – 59) statistisch signifikant ( $p \leq 0,01$ ) ansteigt, um in den letzten beiden Trächtigkeitsabschnitten (Tag 60 – 89 und Tag 90 – 112) statistisch signifikant ( $p \leq 0,01$ ) abzufallen. Laut JAKUBOW und Mitarbeitern (1987) gibt es keine statistisch signifikanten tageszeitlichen Schwankungen der Lymphozytenzahlen. SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen fest, dass es keinen statistisch signifikanten Unterschied der Lymphozytenzahlen von frisch getöteten und narkotisierten Tieren gibt (siehe Tab. 10, Tab. 11, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 10: Angaben zur Zahl der Lymphozyten ( $\times 10^9/l$ ) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, d = Tag)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
JAKUBOW et al. (1984)	$(9,0 \pm 1,0)^4$	$(8,8 \pm 0,9)^4$	
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)	Trächtigkeit d 0 – 39: $8,8 \pm 1,13^4$ d 40 – 59: $10,7 \pm 1,15^4$ d 60 – 89: $7,4 \pm 0,58^4$ d 90 – 112: $6,1 \pm 0,78^4$		
JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA (1987)		$(6,18 \pm 0,55)^4$	

Tab. 11: Angaben zur Zahl der Lymphozyten (%) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
NEWBERNE (1953)			51 <sup>2</sup>
KRAFT (1959)	23 – 85 <sup>3</sup> 58,76 <sup>6</sup>	55 – 84 <sup>3</sup> 68,45 <sup>6</sup>	
CASELLA (1963a)	73 <sup>2</sup>	64 <sup>2</sup>	
DOUGHERTY (1966)			60 <sup>2</sup>
STRIKE (1970)	19 – 98 <sup>3</sup> (53,6 $\pm$ 2,4) <sup>4</sup>	19 – 86 <sup>3</sup> (54,7 $\pm$ 2,8) <sup>4</sup>	
KITTS et al. (1971)	35 – 87 <sup>3</sup> (66,7 $\pm$ 2,6) <sup>4</sup>		
FOX et al. (1984)			54 <sup>2</sup> (19 – 98) <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)			66,05 $\pm$ 17,28 <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			54 – 97 <sup>3</sup> (74,68) <sup>2</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			51 – 73 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 29,6 – 40,5 <sup>1</sup> (35,0 $\pm$ 2,5) <sup>4</sup>  betäubt: 30,9 – 49,6 <sup>1</sup> (40,2 $\pm$ 3,9) <sup>4</sup>	

### 3.1.9.2. Monozyten

Die Monozyten besitzen die Fähigkeit zur Phagozytose. Wenn sie aus dem Blut in das Gewebe auswandern erfolgt eine weitere Differenzierung zu Makrophagen. Diese synthetisieren und sezernieren eine Fülle an Faktoren, womit sie unter anderem (u. a.) das Thermoregulationszentrum beeinflussen und Fieber induzieren können (LÖSCH et al., 2000). Laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) können akute Stresssituationen, Infektionskrankheiten oder hämolytische Anämien einen Anstieg der Monozytenzahl verursachen. Die Monozytenzahl wird als absolute Zahl in Zahl/ $\mu$ l (konventionelle Einheit) und in Zahl  $\times 10^9/l$  (SI-Einheit) angegeben oder in Bezug auf die Gesamtleukozytenzahl als relative Zahl in Prozent (%) (KRAFT et al., 2005).

Die Monozytenzahl bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 0 bis 15,2 % angegeben (siehe Tab. 12). Laut STRIKE (1970) besteht kein signifikanter geschlechtsabhängiger Unterschied in der Monozytenzahl bei Chinchillas. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit der Monozytenzahl von weiblichen Chinchillas und stellen keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren fest. SILVA und Mitarbeiter (2005) beschreiben, dass narkotisierte Chinchillas statistisch signifikant ( $p \leq 0,05$ ) niedrigere Monozytenzahlen aufweisen als frisch getötete Tiere (siehe Tab. 12, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 12: Angaben zur Zahl der Monozyten (%) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
NEWBERNE (1953)			<sup>12</sup>
KRAFT (1959)	0 – 2,5 <sup>3</sup> 1,36 <sup>6</sup>	0 – 3,5 <sup>3</sup> 1,55 <sup>6</sup>	
CASELLA (1963a)	<sup>22</sup>	<sup>42</sup>	
DOUGHERTY (1966)			<sup>32</sup>
STRIKE (1970)	0 – 5 <sup>3</sup> (1,2 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>	0 – 5 <sup>3</sup> (1,3 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>	
KITTS et al. (1971)	0 – 12 <sup>3</sup> (2,8 $\pm$ 0,4) <sup>4</sup>		
FOX et al. (1984)			1,0 <sup>2</sup> (0 – 6) <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)			1,57 $\pm$ 1,74 <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			0 – 4 <sup>3</sup> (1,84) <sup>2</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			1 – 4 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 7,8 – 15,2 <sup>1</sup> (11,5 $\pm$ 1,7) <sup>4</sup>  betäubt: 3,6 – 9,1 <sup>1</sup> (6,3 $\pm$ 1,2) <sup>4</sup>	

### 3.1.9.3. Neutrophile Granulozyten

Neutrophile Granulozyten besitzen die Fähigkeit zur Phagozytose von Bakterien, Zelltrümmern und Fremdpartikeln. Dazu wandern sie nach Anheftung an

aktivierte Endothelzellen aus dem Blut in das Gewebe im Entzündungsgebiet. Anhand der Segmentierung des Kerns unterscheidet man stabkernige von segmentkernigen neutrophilen Granulozyten. Unreife stabkernige Granulozyten besitzen einen unsegmentierten Kern und kommen unter physiologischen Bedingungen nur in geringer Anzahl im Blut vor. Segmentkernige neutrophile Granulozyten weisen 3 – 5 Segmente im Kern auf (LÖSCH et al., 2000). Wenn z. B. bei bakteriellen Infektionskrankheiten vermehrt neutrophile Granulozyten verbraucht und nachgebildet werden, kommt es zur vermehrten Freisetzung unreifer stabkerniger Granulozyten, was als „Linksverschiebung“ bezeichnet wird. Durch eine Steigerung des Blutdrucks bei Aufregung, Angst oder körperlicher Belastung kommt es zu einem Anstieg der neutrophilen Granulozyten im peripheren Blut (KRAFT et al., 2005). Da die neutrophilen Granulozyten auch, assoziiert mit der endothelialen Auskleidung der Kapillaren verbunden, im sogenannten marginalen Zellpool vorliegen, können somit beachtliche Mengen in den zirkulierenden Pool freigesetzt werden (RASKIN et al., 2006). Die Zahl der neutrophilen Granulozyten kann als absolute Zahl in Zahl/ $\mu$ l (konventionelle Einheit) und in Zahl  $\times 10^9$ /l (SI-Einheit) angegeben werden, oder in Bezug auf die Gesamtleukozytenzahl als relative Zahl in Prozent (%) (KRAFT et al., 2005).

Die Anzahl stabkerniger neutrophiler Granulozyten bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 0 bis 78 % angegeben, die Anzahl segmentkerniger neutrophiler Granulozyten von 1 bis 59 %. Angaben zu den neutrophilen Granulozyten ohne Ausdifferenzierung werden mit 1 bis 78 % bzw. 1,49 – 4,28  $\times 10^9$ /l angegeben (siehe Tab. 13 und Tab. 14). Laut KRAFT (1959) weisen die neutrophilen Granulozyten der Chinchillas eine schwach eosinophile Granulierung auf. STRIKE (1970) beschreibt, dass kein signifikanter geschlechtsabhängiger Unterschied in der Zahl der neutrophilen Granulozyten bei Chinchillas besteht. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit der Anzahl der neutrophilen Granulozyten von weiblichen Chinchillas und stellen keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren fest. JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) beschreiben jahreszeitliche Schwankungen der Anzahl der neutrophilen Granulozyten bei Chinchillas. Es wurden keine signifikanten Schwankungen beobachtet (JAKUBOW et al., 1984). GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeiter

(1985) untersuchen Schwankungen der Anzahl der neutrophilen Granulozyten während der Trächtigkeit und kommen zu dem Ergebnis, dass die Anzahl der neutrophilen Granulozyten während der ersten beiden Trächtigkeitsabschnitte (Tag 0 – 39 und Tag 40 – 59) statistisch signifikant ( $p \leq 0,001$ ) ansteigt, um in den letzten beiden Trächtigkeitsabschnitten (Tag 60 – 89 und Tag 90 – 112) statistisch signifikant ( $p \leq 0,001$ ) abzufallen. JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA (1987) berichten von statistisch signifikanten tageszeitlichen Schwankungen der neutrophilen Granulozyten mit der höchsten Anzahl um 12 Uhr, und den niedrigsten Werten um 8 Uhr und 20 Uhr. SILVA und Mitarbeiter (2005) finden keinen statistisch signifikanten Unterschied der Anzahl der neutrophilen Granulozyten von frisch getöteten und narkotisierten Tieren (siehe Tab. 13, Tab. 14, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 13: Angaben zur Zahl der neutrophilen Granulozyten ( $\times 10^9/l$ ) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, d = Tag)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
JAKUBOW et al. (1984)	$(2,7 \pm 0,6)^4$	$(2,4 \pm 0,8)^4$	
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)	Trächtigkeit d 0 – 39: $2,8 \pm 0,42^4$ d 40 – 59: $3,9 \pm 0,38^4$ d 60 – 89: $2,0 \pm 0,33^4$ d 90 – 112: $1,8 \pm 0,31^4$		
JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA (1987)		$(2,1 \pm 0,22)^4$	

Tab. 14: Angaben zur Zahl der neutrophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten; stab. = stabkernig; segm. = segmentkernig) (Seite 1)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
NEWBERNE (1953)			45 <sup>2</sup>
KRAFT (1959)	segm. : 8,0 – 32,0 <sup>3</sup> 16,18 <sup>6</sup>	segm. : 8,5 – 26,0 <sup>3</sup> 13,15 <sup>6</sup>	
	stab. : 5,5 – 49,0 <sup>3</sup> 19,3 <sup>6</sup>	stab. : 3 – 18 <sup>3</sup> 10,25 <sup>6</sup>	
CASELLA (1963a)	23 <sup>2</sup>	30 <sup>2</sup>	
DOUGHERTY (1966)			30,5 <sup>2</sup>
STRIKE (1970)	1 – 78 <sup>3</sup> (44,6 $\pm$ 2,2) <sup>4</sup>	9 – 75 <sup>3</sup> (42,4 $\pm$ 3,0) <sup>4</sup>	
KITTS et al. (1971)	segm.: 11 – 59 <sup>3</sup> (26,9 $\pm$ 2,3) <sup>4</sup>		
	stab.: 0 – 11 <sup>3</sup> (3,8 $\pm$ 0,4) <sup>4</sup>		
FOX et al. (1984)			43 <sup>2</sup> (9 – 78) <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)			segm. : 28,1 $\pm$ 13, 6 <sup>4</sup>
			stab. : 1,8 $\pm$ 8,0 <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			segm. : 1 – 55 <sup>3</sup> (22,21) <sup>2</sup>
			stab.: 0 – 2 <sup>3</sup> (0,421) <sup>2</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			23 – 45 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)		segm.: frisch getötet: 32,7 – 47,2 <sup>1</sup> (40,0 $\pm$ 3,4) <sup>4</sup>	
		betäubt: 37,6 – 56,2 <sup>1</sup> (46,9 $\pm$ 3,9) <sup>4</sup>	
		stab.: frisch getötet: 1,8 – 4,2 <sup>1</sup> (3,0 $\pm$ 0,5) <sup>4</sup>	
		betäubt: 0,4 – 3,8 <sup>1</sup> (2,1 $\pm$ 0,7) <sup>4</sup>	

### 3.1.9.4. Eosinophile Granulozyten

Laut RASKIN und Mitarbeitern (2006) kann es durch gewebsinvasive Parasiten zu einem Anstieg der Anzahl eosinophiler Granulozyten im Blut kommen.

Endoparasiten, die nicht das Gewebe befallen, lösen normalerweise keine Eosinophilie aus. Der Erstkontakt mit einem Parasiten löst eine mittelgradige, verzögerte Eosinophilie aus, bei erneutem Kontakt mit demselben Parasiten kommt es zu einer heftigen, anhaltenden Eosinophilie. Viele Parasiten führen erst nach dem Absterben, wenn zuvor verborgene Antigene frei werden, zu einer Reaktion. Neben parasitären Prozessen können auch allergische Reaktionen oder Neoplasien eine Eosinophilie auslösen (RASKIN et al., 2006). Nach KRAFT und Mitarbeitern (2005) kann eine Eosinopenie in Stresssituationen oder nach Kortikosteroidgaben auftreten. Die Zahl der eosinophilen Granulozyten kann als absolute Zahl in Zahl/ $\mu$ l (konventionelle Einheit) und in Zahl  $\times 10^9$ /l (SI-Einheit) angegeben werden oder in Bezug auf die Gesamtleukozytenzahl als relative Zahl in Prozent (%) (KRAFT et al., 2005).

Die Anzahl der eosinophilen Granulozyten bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 0 bis 9 % angegeben (siehe Tab. 15). STRIKE (1970) stellt fest, dass kein signifikanter geschlechtsabhängiger Unterschied in der Zahl der eosinophilen Granulozyten bei Chinchillas besteht. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit der Anzahl der eosinophilen Granulozyten von weiblichen Chinchillas und stellen keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren fest. SILVA und Mitarbeiter (2005) beschreiben, dass narkotisierte Chinchillas eine statistisch signifikant ( $p \leq 0,05$ ) niedrigere Anzahl eosinophiler Granulozyten aufweisen als frisch getötete Tiere (siehe Tab. 15, Tab. 50 und Tab. 51).



Tab. 15: Angaben zur Zahl der eosinophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
NEWBERNE (1953)			2 <sup>2</sup>
KRAFT (1959)	0 – 4 <sup>3</sup> 2,3 <sup>6</sup>	0 – 9 <sup>3</sup> 2,6 <sup>6</sup>	
CASELLA (1963a)	1 <sup>2</sup>	1 <sup>2</sup>	
DOUGHERTY (1966)			5 <sup>2</sup>
STRIKE (1970)	0 – 9 <sup>3</sup> (0,5 ± 0,2) <sup>4</sup>	0 – 7 <sup>3</sup> (0,9 ± 0,3) <sup>4</sup>	
KITTS et al. (1971)	0 – 5 <sup>3</sup> (0,6 ± 0,6) <sup>4</sup>		
FOX et al. (1984)			0,7 <sup>2</sup> (0 – 9) <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)			2,48 ± 2,2 <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			0 – 4 <sup>3</sup> (0,842) <sup>2</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			0 – 3 <sup>3</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 3,9 – 7,6 <sup>1</sup> (5,8 ± 0,8) <sup>4</sup>  betäubt: 0,2 – 5,2 <sup>1</sup> (2,6 ± 1,1) <sup>4</sup>	

### 3.1.9.5. Basophile Granulozyten

Basophile Granulozyten liegen im Blut nur in geringer Zahl vor. Ein Anstieg ist nur bei Parasitenbefall, Hypersensitivitätsreaktionen und Neoplasien zu erwarten (RASKIN et al., 2006). Die Zahl der basophilen Granulozyten kann als absolute Zahl in Zahl/ $\mu$ l (konventionelle Einheit) und in Zahl  $\times 10^9/l$  (SI-Einheit) angegeben werden oder in Bezug auf die Gesamtleukozytenzahl als relative Zahl in Prozent (%) (KRAFT et al., 2005).

Die Anzahl der basophilen Granulozyten bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 0 bis 11 % angegeben (siehe Tab. 16). STRIKE (1970) beschreibt, dass kein signifikanter geschlechtsabhängiger Unterschied in der Zahl der basophilen Granulozyten bei Chinchillas besteht. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit der Anzahl der basophilen Granulozyten von

weiblichen Chinchillas und stellen keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren fest. SILVA und Mitarbeiter (2005) beschreiben, dass narkotisierte Chinchillas eine statistisch signifikant ( $p \leq 0,05$ ) niedrigere Anzahl basophiler Granulozyten aufweisen als frisch getötete Tiere (siehe Tab. 16, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 16: Angaben zur Zahl der basophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
NEWBERNE (1953)			0 <sup>2</sup>
CASELLA (1963a)	1 <sup>2</sup>	1 <sup>2</sup>	
DOUGHERTY (1966)			1 <sup>2</sup>
STRIKE (1970)	0 – 11 <sup>3</sup> (0,4 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>	0 – 10 <sup>3</sup> (0,9 $\pm$ 0,3) <sup>4</sup>	
KITTS et al. (1971)	0 – 5 <sup>3</sup> (0,6 $\pm$ 0,1) <sup>4</sup>		
FOX et al. (1984)			0,6 <sup>2</sup> (0 – 11) <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)			0,024 $\pm$ 0,154 <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			0 – 1 <sup>3</sup> (0) <sup>2</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			0 – 1 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 3,2 – 7,4 <sup>1</sup> (5,3 $\pm$ 1,0) <sup>4</sup>  betäubt: 0,9 – 3,4 <sup>1</sup> (1,7 $\pm$ 0,7) <sup>4</sup>	

### 3.2. Enzyme

Enzyme wirken als Biokatalysatoren, indem sie die Geschwindigkeit chemischer Reaktionen erhöhen, ohne dabei selbst verbraucht zu werden (NELSON & COX, 2001). Die Bestimmung von Enzymaktivitäten im Blutserum gibt wertvolle diagnostische Hinweise auf einige Erkrankungen (NELSON & COX, 2001), da Enzymaktivitäten intrazellulär vorkommender Enzyme im Serum Rückschlüsse auf Ort und Art der Schädigung bestimmter Gewebe ermöglichen (DOLD & ZYSNO, 1964).

### 3.2.1. Alaninaminotransferase

Die Alaninaminotransferase (ALT) ist bei vielen Tierarten und dem Menschen leberspezifisch (KRAFT et al., 2005). Sie kommt nur im Zytoplasma vor und ist daher auch bei Membrandesintegrationen erhöht, bevor es zu Leberzellnekrosen gekommen ist. Da auch in der gesunden Leber immer Zellauf- und Zellabbauvorgänge ablaufen, ist immer eine geringe Aktivität im Serum zu messen (KRAFT et al., 2005). Bei akuten und chronischen Hepatopathien kommt es zu einer Erhöhung der ALT-Aktivität (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2005). Erythrozyten und quergestreifte Muskelzellen enthalten geringe Mengen der ALT, durch deren Schädigung können, z. B. bei körperlicher Anstrengung, schwache Anstiege der ALT-Aktivität verursacht werden. Der Grad des Aktivitätsanstiegs hängt nicht mit der Schwere der Krankheit zusammen, bei schweren Leberschädigungen wie z. B. Leberzirrhose und Lebertumoren können unauffällige Werte gemessen werden (WILLARD & TWEDT, 2006). Als Einheit kann IU/l (konventionelle Einheit) und nkat/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die ALT-Aktivität bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 8 bis 65 IU/l angegeben (siehe Tab. 17). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeiten der ALT-Aktivität bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 17, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 17: Angaben zur Aktivität der Alaninaminotransferase (ALT) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“)

Autor	weiblich	männlich	männlich kastriert
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)			10 – 35 <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)			(11,892 ± 18,410) <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			8 – 65 <sup>3</sup> (24,26 ± 15,07) <sup>4</sup>
EWRINGMANN & GLÖCKNER (2005)			10 – 35 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 30,7 – 49,1 <sup>1</sup> (39,9 ± 4,2) <sup>4</sup>  betäubt: nicht durchgeführt	

### 3.2.2. Alkalische Phosphatase

Die alkalische Phosphatase (AP) kommt in fast allen Geweben des Organismus, wie z. B. Osteoblasten, Darmschleimhaut, Nierentubuluszellen, Gallengangsepithel und in der Leber vor (KRAFT et al., 2005). Als Zeichen gesteigerter Osteoblastenaktivität kann es bei Osteopathien zu einem Anstieg der Enzymaktivität kommen (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2005). Die AP gilt als guter Marker für obstruktive Cholestasen und medikamentelle Enzyminduktion, wie nach Gabe von Glukokortikoiden beim Hund und Phenobarbital. Die Höhe des Anstiegs ist kein Maßstab für den Schweregrad oder die Prognose der Krankheit. Um die aus den Knochen stammende AP von der der Leber zu unterscheiden wird die Hitzestabilität überprüft, die AP aus der Leber ist hitzestabil (WILLARD & TWEDT, 2006). Da Osteoblasten AP enthalten besitzen Jungtiere eine wesentlich höhere AP-Enzymaktivität als Erwachsene. Als Einheit kann IU/l (konventionelle Einheit) und nkat/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die AP-Aktivität bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 3 bis 242 IU/l angegeben (siehe Tab. 18). Laut SILVA und Mitarbeitern (2008) gibt es keinen statistisch signifikanten Unterschied der AP-Aktivität von frisch getöteten und narkotisierten Tieren. Alters- oder Geschlechtsabhängigkeiten der ALT-Aktivität bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 18, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 18: Angaben zur Aktivität der alkalischen Phosphatase (AP) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)			3 – 12 <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)			(59,677 $\pm$ 33,456) <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			5 – 242 <sup>3</sup> (84,31 $\pm$ 60,04) <sup>4</sup>
EWRINGMANN (2005)			3 – 12 <sup>5</sup>
EWRINGMANN & GLÖCKNER (2005)			3 – 59 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 37,3 – 51,5 <sup>1</sup> (44,2 $\pm$ 3,0) <sup>4</sup>  betäubt: 26,5 – 80,6 <sup>1</sup> (53,6 $\pm$ 9,7) <sup>4</sup>	

### 3.2.3. Aspartataminotransferase

Die Aspartataminotransferase (AST) kommt in zahlreichen Geweben und Organen vor und ist somit nicht organspezifisch. Besonders hohe Aktivitäten liegen in der Herz- und Skelettmuskulatur und in der Leber vor (KRAFT et al., 2005). Da die AST in den Mitochondrien lokalisiert ist, kommt es erst bei einem Membrandefekt zum Austritt, was eine schwerwiegendere Lebererkrankung als beim Austritt der ALT aus dem Zytosol zur Ursache hat. Die AST ist aber weniger leberspezifisch als die ALT, da sie auch bei Muskelschäden oder Hämolysen eine gesteigerte Aktivität im Serum zeigen kann (WILLARD & TWEDT, 2006). Als Einheit kann IU/l (konventionelle Einheit) und nkat/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die AST-Aktivität bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 15 bis 297 IU/l angegeben (siehe Tab. 19). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeiten der AST-Aktivität bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 19, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 19: Angaben zur Aktivität der Aspartataminotransferase (AST) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)			15 – 45 <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)			(59,415 $\pm$ 34,543) <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)			67 – 165 <sup>3</sup> (121,88 $\pm$ 28,83) <sup>4</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			15 – 45 <sup>3</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 201,9 – 297,0 <sup>1</sup> (249,4 $\pm$ 21,8) <sup>4</sup>  betäubt: nicht durchgeführt	

### 3.2.4. Glutamatdehydrogenase

Die Glutamatdehydrogenase (GLDH) ist an die Mitochondrienmatrix der Hepatozyten gebunden und ist monolokulär leberspezifisch. Bei sekundären Hepatopathien wie z. B. Hypoxämie und kongestiver Myokardiopathie reagiert die GLDH sehr empfindlich, da die höchste Aktivität im zentrolobulären Bereich liegt. Bei geringen Schädigungen kann es dadurch zu einem isolierten Anstieg der GLDH-Aktivität kommen. Als Einheit kann IU/l (konventionelle Einheit) und nkat/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die GLDH-Aktivität bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 0 bis 10 IU/l angegeben (siehe Tab. 20). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeiten der GLDH-Aktivität bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 20, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 20: Angaben zur Aktivität der GLDH ( $\gamma$ -GT) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
SPANNL & KRAFT (1988)			$(3,43 \pm 4,18)^4$
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			0,5 – 10,0 <sup>5</sup>

### 3.2.5. $\gamma$ -Glutamyltransferase

Die  $\gamma$ -Glutamyltransferase ( $\gamma$ -GT) ist in der Zellmembran von Gallengängen und in geringem Maß in anderen Geweben lokalisiert, gilt aber trotzdem als leberspezifisch (KRAFT et al., 2005). Sie gilt wie die AP als typischer Marker für Cholestasen, reagiert aber träger als die AP. Durch sekundäre Leberkrankheiten und enzyminduzierende Medikamente wird sie weniger beeinflusst als die AP. Bei Knochenkrankheiten steigt die Aktivität der  $\gamma$ -GT im Gegensatz zur AP-Aktivität nicht an (WILLARD & TWEDT, 2006). Als Einheit kann IU/l (konventionelle Einheit) und nkat/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die  $\gamma$ -GT-Aktivität bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von < 1 bis 9 IU/l angegeben (siehe Tab. 21). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeiten der  $\gamma$ -GT-Aktivität bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 21, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 21: Angaben zur Aktivität der  $\gamma$ -Glutamyltransferase ( $\gamma$ -GT) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
SPANNL & KRAFT (1988)			$(3,79 \pm 2,66)^4$
EIDMANN (1992)			< 1 – 9 <sup>3</sup> $(3,79 \pm 2,72)^4$

### 3.2.6. Laktatdehydrogenase

Die Laktatdehydrogenase (LDH) gilt als gewebsunspezifisches Enzym (HIRSCHBERGER, 2005). Da sie in zahlreichen Geweben nachgewiesen wird und geringe bis starke Aktivitätszunahmen ohne geklärte Ursache vorkommen, ist

ihre Interpretation in der Diagnostik schwierig (WILLARD & TWEDT, 2006). Bei intensiver Muskelbeanspruchung entstehen anaerobe Bedingungen in der kontrahierenden Skelettmuskulatur. Durch Glykolyse entsteht dann Pyruvat, das von der LDH zu Laktat reduziert wird (STRYER, 2007a, d). KRAFT und Mitarbeiter (1995) beobachten bei der Katze einen altersabhängigen Abfall der LDH-Aktivität. WOLFORD und Mitarbeiter (1988) stellen bei Hundewelpen nach der Geburt hohe LDH-Aktivitäten fest, die im Alter von drei Monaten ein konstantes Niveau erreicht haben. Als Einheit wird IU/l angegeben (FÜRLI et al., 1981).

Die LDH-Aktivität bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 748 bis 2071 IU/l angegeben. Alters- oder Geschlechtsabhängigkeiten der LDH-Aktivität bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 22, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 22: Angaben zur Aktivität der Laktatdehydrogenase (LDH) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
EIDMANN (1992)			748 – 2071 <sup>3</sup> (1271,81 $\pm$ 367,61) <sup>4</sup>

### 3.2.7. Kreatinkinase

Durch die Kreatinkinase (CK) wird die Übertragung einer Phosphorylgruppe von Kreatinphosphat auf Adenosindiphosphat (ADP) katalysiert, wobei Adenosintriphosphat (ATP) entsteht, das zur Aufrechterhaltung der Kontraktionsfähigkeit von Muskelzellen benötigt wird (STRYER, 2007c). Da Herz- und Skelettmuskulatur hohe Mengen an CK enthalten, steigt bei Zellschädigung (PARENT, 2006) und bei hoher körperlicher Belastung (KRAFT et al., 2005) die gemessene Enzymaktivität im Blut. Bei Hund und Katze lässt sich ein altersabhängiger Aktivitätsabfall der CK nachweisen (KRAFT et al., 1995). Die CK-Aktivität im Serum kann in IU/l (konventionelle Einheit) und in  $\mu$ kat/l (SI-Einheit) angegeben werden (KRAFT et al., 2005).

Die CK-Aktivität bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 36 bis 2558 IU/l angegeben (siehe Tab. 23). Laut SILVA und Mitarbeitern (2005) gibt es keinen statistisch signifikanten Unterschied der CK-Aktivität von frisch getöteten und narkotisierten Tieren. Die Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der CK-



Aktivität wurde bisher nicht untersucht (siehe Tab. 23, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 23: Angaben zur Aktivität der Kreatinkinase (CK) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
EIDMANN (1992)			557,9 – 2557,6 <sup>3</sup> (1416,46 $\pm$ 601,12) <sup>4</sup>
SILVA et al. (2005)		frisch getötet: 35,99 – 59,99 <sup>1</sup> (47,99 $\pm$ 5,99) <sup>4</sup>  betäubt: 35,99 – 47,99 <sup>1</sup> (41,99 $\pm$ 1,80) <sup>4</sup>	

### 3.2.8. Cholinesterase

Die Cholinesterase (CHE) sorgt an der postsynaptischen Membran für die Hydrolyse des Neurotransmitters Acetylcholin zu Acetat und Cholin und ermöglicht dadurch, dass der Übertragungsvorgang in Millisekunden beendet ist (LÖFFLER et al., 2007). Laut FÜRLL und Mitarbeitern (1981) gilt die Aktivität der CHE als empfindlicher Indikator für die Syntheseleistung der Leber. Allerdings sinkt ihre Aktivität erst bei ausgedehnten Leberschädigungen. Bei akuten Hepatitiden ist ihre Aktivität im Blut meist unverändert, erst bei chronischen Störungen kann es zur Aktivitätsminderung in den Bereich der unteren Referenzbereichsgrenze kommen (FÜRLL et al., 1981). Ausgeprägte Aktivitätsminderungen werden nach Intoxikationen mit organischen Phosphorverbindungen beobachtet. Als Einheit kann IU/l (konventionelle Einheit) und nkat/l (SI-Einheit) verwendet werden (FÜRLL et al., 1981).

Bisher wurden keine Studien zu Besonderheiten oder Referenzbereichen der CHE-Aktivität von Chinchillas durchgeführt. Auch Abhängigkeiten von Alter und Geschlecht wurden noch nicht untersucht.

### 3.2.9. $\alpha$ -Amylase

Die  $\alpha$ -Amylase ist ein vom Pankreas und den Speicheldrüsen sezerniertes Verdauungsenzym und für die Kohlenhydratverdauung zuständig (KRAFT et al., 2005). Im Rahmen der Kohlenhydratverdauung sorgt sie für die Hydrolysierung von Stärke (Amylopektin und Amylose) und ermöglicht somit deren Verwertung (STRYER, 2007d). KRAFT und Mitarbeiter (1995) beschreiben bei Katzen einen altersabhängigen Abfall der  $\alpha$ -Amylase-Aktivität. Durch eine akute Pankreatitis

oder -nekrose kann eine massiv erhöhte  $\alpha$ -Amylase- und Lipase-Aktivität im Serum gemessen werden (KRAFT et al., 2005). Als Einheit kann IU/l (konventionelle Einheit) und nkat/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Bisher wurden keine Studien zu Besonderheiten oder Referenzbereichen der  $\alpha$ -Amylase-Aktivität von Chinchillas durchgeführt. Auch Abhängigkeiten von Alter und Geschlecht wurden noch nicht untersucht.

### **3.2.10. Lipase**

Die Lipase wird in ihrer aktiven Form vom Pankreas sezerniert und ist zusammen mit den Gallensäuren für die Fettverdauung verantwortlich (KRAFT, 2005). Sie baut durch Hydrolyse Triglyzeride zu Glycerin und Fettsäuren um und ermöglicht so die Verwertung von Fetten aus der Nahrung (STRYER, 2007e). Durch eine akute Pankreatitis oder -nekrose kann eine massiv erhöhte Lipase und  $\alpha$ -Amylase-Aktivität im Serum gemessen werden (KRAFT et al., 2005). Als Einheit kann IU/l (konventionelle Einheit) und nkat/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Bisher wurden keine Studien zu Besonderheiten oder Referenzbereichen der Lipase-Aktivität von Chinchillas durchgeführt. Auch Abhängigkeiten von Alter und Geschlecht wurden noch nicht untersucht.

## **3.3. Substrate**

Substrate sind Moleküle, die mit dem aktiven Zentrum von Enzymen eine Bindung eingehen und anschließend umgesetzt werden (NELSON & COX, 2001).

### **3.3.1. Glukose**

Glukose wird in der gesunden Leber durch Glukoneogenese und Glykogenolyse bereit gestellt und gelangt von dort ins Blut (NELSON et al., 2006b). Da Glukose auch über das Futter aufgenommen wird, hat laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) der Zeitpunkt der letzten Futteraufnahme sogar bei Pflanzenfressern einen Einfluss auf die Glukosekonzentration im Serum. Es ist zu beachten, dass die in Serum und Plasma gemessene Glukosekonzentration höher liegt als die im Vollblut (KRAFT et al., 2005). Als Einheit kann mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die Glukosekonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 3,36 bis 15,90 mmol/l angegeben (siehe Tab. 24). SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen einen statistisch signifikanten ( $p < 0,05$ ) Unterschied der Glukosekonzentration von frisch getöteten und narkotisierten Tieren fest. Mit Ketamin/Acepromazin anästhesierte Chinchillas zeigen niedrigere Glukosekonzentrationen im Serum als frisch getötete Tiere. Als mögliche Erklärung für die unterschiedliche Glukosekonzentration beider Gruppen wird der Zeitpunkt der Blutabnahme aufgeführt. Die Autoren geben an, dass die Blutabnahme an den frisch getöteten Tieren morgens, also in Folge an die Aktivitätszeit der nachtaktiven Tiere, in der die meiste Nahrung aufgenommen wird, die Blutabnahme bei der Gruppe der anästhesierten Tiere dagegen erst mittags, erfolgte. Laut EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) ist darauf zu achten, dass bei Chinchillas niemals versucht wird nüchtern Blut abzunehmen, da durch eine Nahrungskarenz schwerwiegende Verdauungsstörungen ausgelöst werden können. Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Glukosekonzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 24, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 24: Angaben zur Glukosekonzentration (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 0,056))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)*			3,36 – 6,72 <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)*			(9,30 $\pm$ 3,15) <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)*			5,26 – 15,90 <sup>3</sup> (10,12 $\pm$ 3,13) <sup>4</sup>
EWRINGMANN & GLÖCKNER (2005)*			3,36 – 8,96 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: 9,13 – 11,03 <sup>1</sup> (10,08 $\pm$ 0,43) <sup>4</sup>  betäubt: 6,07 – 9,23 <sup>1</sup> (7,64 $\pm$ 0,67) <sup>4</sup>	

### 3.3.2. Fruktosamin

Die Bestimmung der Fruktosaminkonzentration ermöglicht eine Beurteilung des mittelfristigen Glukosespiegels im Blut. Eine Erhöhung der Fruktosaminkonzentration zeigt eine mindestens 1 – 3 Wochen bestehende Hyperglykämie an und hilft somit kurzfristige Hypo- oder Hyperglykämien von längerfristigen (z. B. bei Diabetes mellitus) zu unterscheiden. Anhand der Fruktosaminbestimmung kann die Einstellung eines Diabetes-Patienten mit Insulin beurteilt werden (KRAFT et al., 2005). Als Einheit wird  $\mu\text{mol/l}$  verwendet (KRAFT et al., 2005).

Bisher wurden keine Studien zu Besonderheiten oder Referenzbereichen des Fruktosamins von Chinchillas durchgeführt. Auch Abhängigkeiten von Alter und Geschlecht wurden noch nicht untersucht.

### 3.3.3. Gesamteiweiß

Der größte Teil der Plasmaproteine, mit Ausnahme der Immunglobuline, wird in den Hepatozyten gebildet (KRAFT et al., 2005). Im Serum wird wegen dem Verbrauch von Fibrinogen bei der Gerinnung eine geringere Gesamtproteinkonzentration gemessen als im Plasma (GUDER, 1999). Bei Jungtieren liegen niedrigere Serum-Proteingehalte vor als bei erwachsenen Tieren (WOLFORD et al., 1988; HARPER et al., 2003; KRAFT et al., 2005; WERNER et al., 2006). Dies wird durch den Anstieg der Konzentrationen von Immunglobulinen und anderen Proteinen verursacht (KRAFT et al., 1996b; HARPER et al., 2003). Bei älteren Tieren wird ein Abfall der Albumin- und Globulinkonzentrationen beobachtet (WERNER et al., 2006). Als Einheit kann g/dl (konventionelle Einheit) und g/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die Gesamteiweißkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 33 bis 69 g/l angegeben (siehe Tab. 25). KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit von weiblichen Chinchillas und beschreiben, dass es keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren gibt. JAKUBOW und GROMADZKA-OSTROWSKA (1987) untersuchen tageszeitliche Schwankungen der Gesamteiweißkonzentration und stellen keine signifikanten Unterschiede im Tagesverlauf fest. Laut SILVA und Mitarbeitern (2005) gibt es keinen statistisch signifikanten Unterschied der

Gesamteiweißkonzentration von frisch getöteten und narkotisierten Tieren. Die Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Gesamteiweißkonzentration bei Chinchillas wurde bisher nicht untersucht (siehe Tab. 25, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 25: Angaben zur Gesamteiweißkonzentration (g/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus g/dl (Faktor: 10))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)*			50 – 60 <sup>3</sup>
KITTS et al. (1971)*	(54,34 $\pm$ 1,34) <sup>4</sup>		
JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA (1987)*		(63,10 $\pm$ 2,70) <sup>4</sup>	
SPANNL & KRAFT (1988)*			(42,74 $\pm$ 5,44) <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)*			42 – 67 <sup>3</sup> (52,9 $\pm$ 7,50) <sup>4</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			33 – 60 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: 53 – 60 <sup>1</sup> (56 $\pm$ 2,0) <sup>4</sup>  betäubt: 49 – 69 <sup>1</sup> (59 $\pm$ 2,0) <sup>4</sup>	

### 3.3.4. Albumin

Obwohl Albumin in der Leber synthetisiert wird, ist es zur Diagnose von Leberkrankheiten nur bedingt geeignet, da einer Hypalbuminämie meist andere Ursachen (Darmkrankheit, Niereninsuffizienz) als eine Leberkrankheit zu Grunde liegen. Das Gleichgewicht zwischen Synthese, Abbau und Verlust beeinflusst die Konzentration von Albumin im Blutserum. Durch lange Hungerzustände, Leberzirrhose und renale Verluste kann es zu einer Hypalbuminämie kommen (KRAFT et al., 2005). Als Einheit kann g/dl (konventionelle Einheit) und g/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die Albuminkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 25 bis 61 g/l angegeben (siehe Tab. 26). KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchen die Altersabhängigkeit von weiblichen Chinchillas und stellen keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq$  2 Jahren und Tieren  $>$  2 Jahren fest.

Allerdings beschreiben die Autoren einen statistisch signifikanten ( $p \leq 0,01$ ) Unterschied bei wiederholten Blutabnahmen am Folgetag (KITTS et al., 1971). Laut SILVA und Mitarbeitern (2005) gibt es keinen statistisch signifikanten Unterschied der Albuminkonzentration von frisch getöteten und narkotisierten Tieren. Die Geschlechtsabhängigkeit der Albuminkonzentration wurde bisher nicht untersucht (siehe Tab. 26, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 26: Angaben zur Albuminkonzentration (g/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus g/dl (Faktor: 10))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)*			25 – 42 <sup>3</sup>
KITTS et al. (1971)*	(31,06 $\pm$ 1,34) <sup>4</sup>		
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			25 – 42 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: 37 – 54 <sup>1</sup> (45 $\pm$ 4,0) <sup>4</sup>  betäubt: 24 – 61 <sup>1</sup> (44 $\pm$ 8,0) <sup>4</sup>	

### 3.3.5. Cholesterin

Das Cholesterin ist ein Steroid. Es wird im Organismus gebildet und mit tierischer Nahrung aufgenommen. Cholesterin ist der Grundstoff für Gallensäuren und Steroidhormone und Bestandteil der Lipoproteine. Die Ausscheidung erfolgt v. a. über die Gallensäuren mit dem Darminhalt (KRAFT et al., 2005). Eine physiologische Erhöhung der Cholesterinkonzentration findet postprandial statt (KRAFT et al., 2005; NELSON et al., 2006). Eine Hypcholesterinämie tritt nur in Zusammenhang mit Enteropathien, Hepatopathien, Neoplasien und Fehlernährung auf. Eine Hypercholesterinämie tritt idiopathisch und medikamenteninduziert auf oder als sekundäre Folge verschiedener Erkrankungen (NELSON et al., 2006). Als Einheit kann mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die Cholesterinkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 1,04 bis 9,89 mmol/l angegeben (siehe Tab. 27). Laut SILVA und Mitarbeitern (2005) gibt es keinen statistisch signifikanten Unterschied der

Cholesterinkonzentration von frisch getöteten und narkotisierten Tieren. Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Cholesterinkonzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 27, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 27: Angaben zur Cholesterinkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus g/dl (Faktor: 0,0259))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)*			1,04 – 2,59 <sup>3</sup>
EIDMANN (1992)*			2,20 – 9,89 <sup>3</sup> (3,89 $\pm$ 1,80) <sup>4</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)*			1,04 – 2,59 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: 2,02 – 3,48 <sup>1</sup> (2,75 $\pm$ 0,33) <sup>4</sup>  betäubt: 1,73 – 3,16 <sup>1</sup> (2,44 $\pm$ 0,29) <sup>4</sup>	

### 3.3.6. Triglyzeride

Triglyzeride sind Ester aus dem dreiwertigen Alkohol Glycerin mit drei Fettsäuren. Sie werden exogen mit der Nahrung aufgenommen und endogen im endoplasmatischen Retikulum der Hepatozyten gebildet (KRAFT et al., 2005). Der Triglyzeridgehalt ist stark nahrungsabhängig (GUDER 1976). Eine Hypertriglyzeridämie kann als primärer Defekt des Lipoproteinmetabolismus oder als Folge einer systemischen Krankheit auftreten. Als Einheit kann mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005; NELSON et al., 2006).

Die Triglyzeridkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 0,41 bis 2,62 mmol/l angegeben (siehe Tab. 28). SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen einen statistisch signifikanten ( $p < 0,05$ ) Unterschied der Triglyzeridkonzentration von frisch getöteten und narkotisierten Tieren fest. Mit Ketamin/Acepromazin anästhesierte Chinchillas zeigen niedrigere Triglyzeridkonzentrationen im Serum als frisch getötete Tiere. Als mögliche Erklärung für die unterschiedliche Triglyzeridkonzentration beider Gruppen wird

der Zeitpunkt der Blutabnahme aufgeführt. Die Autoren erwähnen, dass die Blutabnahme an den frisch getöteten Tieren morgens, also in Folge an die Aktivitätszeit der nachtaktiven Tiere, in der die meiste Nahrung aufgenommen wird, die Blutabnahme bei der Gruppe der anästhesierten Tiere dagegen erst mittags durchgeführt wurde. Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Triglyzeridkonzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 28, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 28: Angaben zur Triglyzeridkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 0,0114))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
EIDMANN (1992)*			0,41 – 1,10 <sup>3</sup> (0,68 $\pm$ 0,20) <sup>4</sup>
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: 1,33 – 2,62 <sup>1</sup> (1,98 $\pm$ 0,28) <sup>4</sup>  betäubt: 0,56 – 1,10 <sup>1</sup> (0,83 $\pm$ 0,10) <sup>4</sup>	

### 3.3.7. Serumgallensäuren

Die Gallensäuren sind für die Digestion und Resorption von Lipiden aus dem Darm notwendig. Da sie in der Leber aus Cholesterin synthetisiert werden stellen sie die bedeutendste Möglichkeit der Cholesterinausscheidung dar. Die Gallensäuren gelangen mit der Galle in den Darm, ein geringer Teil wird über die Fäzes ausgeschieden, der Hauptteil wird resorbiert und gelangt an Transportproteine gebunden über das Blut zur Leber zurück. Postprandial kommt es zu einer physiologischen Erhöhung der Konzentration der Serumgallensäuren (KRAFT et al., 2005). Die Bestimmung der prä- und postprandialen Konzentration der Serumgallensäuren lässt Rückschlüsse auf die Leberfunktion zu. Hepatobiliäre Erkrankungen, Cholestasen oder ein portosystemischer Shunt verursachen einen Anstieg der Serumgallensäurenkonzentration (WILLARD & TWEDT, 2006). Als Einheit wird  $\mu\text{mol/l}$  verwendet (KRAFT et al., 2005).

Bisher wurden keine Studien zu Besonderheiten oder Referenzbereichen der Serumgallensäuren von Chinchillas durchgeführt. Auch Abhängigkeiten von Alter und Geschlecht bei Chinchillas wurden noch nicht untersucht.



### 3.3.8. Bilirubin

Bilirubin entsteht hauptsächlich aus dem Abbau von Hb. Im retikuloendothelialen System (RES) wird das Eisen vom Hb abgespalten, somit entsteht primäres, wasserunlösliches, lipidlösliches Bilirubin (Bilirubin I). Über die Blutbahn gelangt das primäre Bilirubin in die Leber, dort wird es unter Konjugation mit Glucuronsäure in sekundäres Bilirubin-Diglucuronid umgewandelt und mit der Galle in den Dünndarm ausgeschieden (KRAFT et al., 2005). Bei Hämolyse entsteht durch einen erhöhten Anfall von Hämoglobin vermehrt primäres Bilirubin (KRAFT et al., 2005). Als Einheit wird mg/dl (konventionelle Einheit) und  $\mu\text{mol/l}$  (SI-Einheit) verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Bilirubinkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 0,51 bis 10,26  $\mu\text{mol/l}$  angegeben (siehe Tab. 29). Laut SILVA und Mitarbeitern (2005) gibt es keinen statistisch signifikanten Unterschied der Bilirubinkonzentration von frisch getöteten und narkotisierten Tieren. Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Bilirubinkonzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 29, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 29: Angaben zur Bilirubinkonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ ) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 17,104))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
SPANNL & KRAFT (1988)*			$(3,64 \pm 1,40)^4$
EIDMANN (1992)*			0,51 – 6,50 <sup>3</sup> $(2,82 \pm 1,42)^4$
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			3,4 – 6,0 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: 1,71 – 5,13 <sup>1</sup> $(3,42 \pm 0,68)^4$  betäubt: 1,71 – 10,26 <sup>1</sup> $(5,13 \pm 1,71)^4$	

### 3.3.9. Harnstoff

Harnstoff wird im Harnstoffzyklus in der Leber aus Ammoniak synthetisiert und stellt das entgiftete Stoffwechselendprodukt der Proteinverdauung dar. Er wird über die Niere ausgeschieden. Bei stark erhöhten Harnstoffkonzentrationen im Blut infolge einer Niereninsuffizienz erfolgt auch eine Ausscheidung über die

Schleimhäute des Magen-Darm-Trakts (KRAFT et al., 2005). Harnstoff ist in seiner Konzentration nahrungsabhängig (KRAFT et al., 2005; BARSANTI et al., 2006). Als Einheit kann mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die Harnstoffkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 1,67 bis 14,49 mmol/l angegeben (siehe Tab. 30). SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen einen statistisch signifikanten ( $p < 0,05$ ) Unterschied der Harnstoffkonzentration von frisch getöteten und narkotisierten männlichen Tieren fest. Mit Ketamin/Acepromazin anästhesierte männliche Chinchillas zeigen niedrigere Harnstoffkonzentrationen im Serum als frisch getötete Tiere. Als mögliche Erklärung für die unterschiedliche Harnstoffkonzentration beider Gruppen führen die Autoren den Zeitpunkt der Blutabnahme auf. Die Blutabnahme an den frisch getöteten Tieren findet morgens statt, also in Folge an die Aktivitätszeit der nachtaktiven Tiere, in der die meiste Nahrung aufgenommen wird, die Blutabnahme bei der Gruppe der anästhesierten Tiere erfolgt erst mittags (SILVA et al., 2005). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Harnstoffkonzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 30, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 30: Angaben zur Harnstoffkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 0,1665))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)*			1,67 – 4,16 <sup>5</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)*			(8,09 $\pm$ 2,02) <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)*			6,33 – 14,49 <sup>3</sup> (10,14 $\pm$ 2,43) <sup>4</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)*			1,67 – 4,16 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: 7,61 – 11,47 <sup>1</sup> (9,54 $\pm$ 0,90) <sup>4</sup>  betäubt: 4,76 – 7,01 <sup>1</sup> (5,89 $\pm$ 0,47) <sup>4</sup>	

### 3.3.10. Kreatinin

Kreatinin wird aus Kreatin und Phosphokreatin gebildet und ist ein Produkt des endogenen Muskelstoffwechsels. Die Kreatininkonzentration ist nicht nahrungsabhängig und wird nicht vom endogenen Proteinmetabolismus beeinflusst, daher eignet sie sich besser als Harnstoff zur Verlaufskontrolle bei Tieren in Behandlung. Kreatinin wird nach glomerulärer Filtration mit dem Urin ausgeschieden und ermöglicht deshalb v. a. Rückschlüsse über das Glomerulumsystem. Die Muskelmasse beeinflusst die Serumkonzentration von Kreatinin. Während der Wachstumsphase zeigen Hunde und Katzen geringere Kreatininkonzentrationen. Durch prärenale (Kreislauf- und Herzinsuffizienz, Dehydratation), renale (Nephritiden, Nephropathien) und postrenale (Verlegung oder Ruptur der Harnwege) Einflüsse kommt es zu einer Konzentrationserhöhung (KRAFT et al., 2005). Als Einheit kann mg/dl (konventionelle Einheit) und  $\mu\text{mol/l}$  (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die Kreatininkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 21,22 bis 164,43  $\mu\text{mol/l}$  angegeben (siehe Tab. 31). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Kreatininkonzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 31, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 31: Angaben zur Kreatininkonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ ) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 88,402))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
SPANNL & KRAFT (1988)*			$(44,38 \pm 11,23)^4$
EIDMANN (1992)*			45,09 – 164,43 <sup>3</sup> $(89,29 \pm 68,07)^4$
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)*			44,20 – 150,28 <sup>5</sup>

### 3.4. Elektrolyte

Elektrolyte sind Stoffe, die in wässriger Lösung teilweise oder vollständig zu Ionen zerfallen. Unterschieden werden positiv (Kationen) und negativ (Anionen) geladene Elektrolyte (KRAFT et al., 2005). Die anorganischen Elektrolyte bestimmen primär den osmotischen Druck des Blutplasmas. Sie sind damit hauptverantwortlich für die Aufrechterhaltung des osmotischen Drucks im

Extrazellularraum (LÖSCH et al., 2000). Für das Allgemeinbefinden des Patienten sind eine rasche Substitution von Flüssigkeit und Elektrolyten sowie der Ausgleich des Säure-Basen-Haushalts oft wichtiger als das Diagnostizieren der zugrundeliegenden Krankheit (DIBARTOLA et al., 2006).

### **3.4.1. Kalzium**

Kalzium (Ca) wird als Gesamt-Ca gemessen (KRAFT et al., 2005). Die Albumin- und Gesamtproteinkonzentration haben einen Einfluss auf die Serumkonzentration von Ca, da ein Teil des im Blut vorhandenen Ca an Protein gebunden ist (NELSON et al., 2006). Laut KRAFT und Mitarbeitern (1996a) und HARPER und Mitarbeitern (2003) haben Hunde im Welpenalter höhere Ca-Konzentrationen und einen altersabhängigen Abfall, der nach WOLFORD und Mitarbeitern (1988) im ersten Lebensjahr abgeschlossen ist. Die häufigste Ursache einer Hyperkalziämie ist ein malignes neoplastisches Geschehen (NELSON, 2006a). Auch Testosteron, Östrogene, Progesteron, anabole Steroide und einige Rhodentizide führen zu einer Erhöhung der Ca-Konzentration im Serum (NELSON et al., 2006). Als Einheit wird mmol/l verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Kalziumkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 1,35 bis 6,25 mmol/l angegeben (siehe Tab. 32). SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen einen Unterschied der Ca-Konzentration von frisch getöteten und narkotisierten Tieren fest, der nicht statistisch signifikant ist. Mit Ketamin/Acepromazin anästhesierte Chinchillas zeigen niedrigere Ca-Konzentrationen im Serum als frisch getötete Tiere (SILVA et al., 2005). Laut EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) zeigen Chinchillas stark schwankende Ca-Konzentrationen im Serum. Sie resorbieren wie das Meerschweinchen und der Degu das Ca aus der Nahrung nicht bedarfsorientiert, sondern nehmen fütterungsabhängig den Hauptteil des Nahrungs-Ca auf und filtern Überschüsse über die Nieren aus die dann mit dem Urin ausgeschieden werden (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2005). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Ca-Konzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 32, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 32: Angaben zur Kalziumkonzentration (Ca) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 0,25))

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)*			2,5 – 6,25
SPANNL & KRAFT (1988)			$2,472 \pm 0,268^4$
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			2,5 – 3,7 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)*		frisch getötet: 1,85 – 2,88 <sup>1</sup> ( $2,375 \pm 0,225$ ) <sup>4</sup>  betäubt: 1,35 – 2,68 <sup>1</sup> ( $2,025 \pm 0,275$ ) <sup>4</sup>	

### 3.4.2. Phosphat

Phosphor kommt im Blut als anorganisches Phosphat (P), organischer Ester und als Phospholipid vor. Das anorganische Serum-P wird in der Diagnostik gemessen (KRAFT et al., 2005). HARPER und Mitarbeiter (2003) und KRAFT und Mitarbeiter (1996a) beschreiben bei Jungtieren höhere P-Konzentrationen als bei Adulten und einen altersabhängigen Abfall. Die höhere P-Konzentration bei Jungtieren ist physiologisch und durch das Knochenwachstum bedingt (KRAFT et al., 2005). Durch Medikamente kann sowohl eine Hyper- (z. B. durch phosphathaltige Klistiere, anabole Steroide) als auch eine Hypophosphatämie (z. B. durch phosphatbindende Antazida, Anästhetika, Antikonvulsiva) verursacht werden. Ein postprandialer geringer Anstieg der P-Konzentration ist physiologisch (NELSON et al., 2006). Laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) treten durch einen sekundären Hyperparathyreoidismus und während der Knochenheilung erhöhte P-Konzentrationen auf. Eine Hypophosphatämie kann z. B. bei primärem Hyperparathyreoidismus, Rachitis, Enteritis und Ileus beobachtet werden. Als Einheit kann mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die Phosphatkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 1,3 bis 2,6 mmol/l angegeben. Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der P-

Konzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 33, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 33: Angaben zur Phosphatkonzentration (P) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			1,3 – 2,6 <sup>5</sup>

### 3.4.3. Magnesium

Magnesium (Mg) liegt v. a. intrazellulär in allen Geweben vor. Drei Viertel der zweiwertigen Magnesium-(Mg)-Ionen befinden sich im Skelett. Durch Gebärparesen, Niereninsuffizienz oder Exsikkose kann es zur Hypermagnesiämie kommen. Eine Hypomagnesiämie kann sich z. B. aufgrund chronischer Darmerkrankungen, Cholestasen, Niereninsuffizienz und medikamentös entwickeln (KRAFT et al., 2005). Eine magnesiumarme Ernährung kann ebenso als Ursache zu einer Hypomagnesiämie führen. Eine übermäßige orale Aufnahme von Mg z. B. durch die Aufnahme von Antazida oder Laxanzien führt zur Hypermagnesiämie (NELSON et al., 2006). Als Einheit kann mg/dl (konventionelle Einheit) und mmol/l (SI-Einheit) verwendet werden (KRAFT et al., 2005).

Die Magnesiumkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 3,3 bis 5,0 mmol/l angegeben (siehe Tab. 34). SILVA und Mitarbeiter (2005) stellen einen Unterschied der Mg-Konzentration von frisch getöteten und narkotisierten Tieren fest, der aber nicht statistisch signifikant ist. Mit Ketamin/Acepromazin anästhesierte Chinchillas zeigen geringgradig höhere Mg-Konzentrationen im Serum als frisch getötete Tiere. Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Mg-Konzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 34, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 34: Angaben zur Magnesiumkonzentration (Mg) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $\bar{x} \pm$  Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
SILVA et al. (2008)		frisch getötet 3,3 – 4,2 <sup>1</sup> (3,8 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>  betäubt 3,3 – 5,0 <sup>1</sup> (4,2 $\pm$ 0,4) <sup>4</sup>	

#### 3.4.4. Natrium

Natrium (Na) kommt vorwiegend im Extrazellularraum vor und bestimmt als wichtigstes Kation zusammen mit Chlorid den osmotischen Druck. (KRAFT & WIRTH, 2005). Beim Hund wird ein altersabhängiger Anstieg der Natriumkonzentration beobachtet (KRAFT et al., 1996a). Infusion mit Mannitol, Hyperglykämie, Lebererkrankungen mit Aszites, kongestive Herzinsuffizienz, Nierenerkrankungen und gastrointestinale Verluste verursachen eine Hyponatriämie. Durch Kochsalzvergiftung, unangepasste Infusionstherapie, Diurese und fehlende Möglichkeit zur Wasseraufnahme kommt es zu einer Hypernatriämie (DIBARTOLA et al., 2006). Als Einheit wird mmol/l verwendet (KRAFT & WIRTH, 2005).

Die Natriumkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 130 bis 172 mmol/l angegeben (siehe Tab. 35). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Na-Konzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 35, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 35: Angaben zur Natriumkonzentration (Na) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)			130 – 155 <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)			161,706 <sup>2</sup> $\pm$ 10,631 <sup>4</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)			130 – 150 <sup>5</sup>

### 3.4.5. Kalium

Kalium (K) liegt fast ausschließlich im Intrazellularraum vor und bestimmt dort den osmotischen Druck. Die Aufnahme von K erfolgt über den oberen Dünndarm. In den Nieren wird die Regulation des extrazellulären Anteils durchgeführt. Akutes oder chronisches Nierenversagen, Kreislaufversagen und Hypoxie können eine Hyperkaliämie auslösen. Durch längeres Erbrechen, Diarrhö, chronische Niereninsuffizienz und chronische Hepatopathien wird eine Hypokaliämie verursacht (KRAFT & WIRTH, 2005). Bei Hämolyse und Thrombozytose ist die K-Konzentration im Serum falsch hoch. Wegen der K-Freisetzung aus Thrombozyten während der Gerinnung ist die K-Konzentration im Serum höher als im Plasma (DIBARTOLA et al., 2006). Als Einheit wird mmol/l verwendet (KRAFT & WIRTH, 2005).

Die Kaliumkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 4,0 bis 6,5 mmol/l angegeben (siehe Tab. 36). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der K-Konzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 36, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 36: Angaben zur Kaliumkonzentration (K) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)			5,0 – 6,5 <sup>3</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)			4,476 $\pm$ 0,088 <sup>4</sup>
EWRINGMANN & GLÖCKNER (2005)			4,0 – 4,7 <sup>5</sup>

### 3.4.6. Chlorid

Chlorid (Cl) kommt vorwiegend im Extrazellularraum vor und bestimmt als wichtigstes Anion zusammen mit Na den osmotischen Druck. Die Aufnahme des Cl erfolgt hauptsächlich über das Ileum, die Ausscheidung fast vollständig über die Niere (KRAFT & WIRTH, 2005). Durch Erbrechen und Gabe von Thiaziden oder Schleifendiuretika kann es zu einer Hypochlorämie kommen. Eine Hyperchlorämie entsteht u. a. durch Dünndarmdiarrhö, renale Chloridretention (z. B. bei Nierenversagen), Kochsalzvergiftung und Therapie mit Kaliumbromid,



Chloridsalzen und parenteraler Ernährung (DIBARTOLA et al., 2006). Als Einheit wird mmol/l verwendet (KRAFT & WIRTH, 2005).

Die Chloridkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 105 bis 115 mmol/l angegeben (siehe Tab. 37). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Cl-Konzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 37, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 37: Angaben Chloridkonzentration (Cl) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)			105 - 115 <sup>3</sup>

#### 3.4.7. Eisen

Eisen (Fe) ist als zweiwertiges Eisen Bestandteil der Hämgruppe des Hämoglobins (KRAFT et al., 2005). Ein Serum-Eisenprofil ist der beste Beweis, um den Verdacht auf eine Eisenmangelanämie zu bestätigen (WEISS & TVEDTEN, 2006). Drei Viertel des Eisen-Bestandes des Körpers befinden sich laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) im Blut, der Rest liegt als Speichereisen in Form von Hämosiderin oder Ferritin im Knochenmark und in der Milz vor. Als Einheit wird  $\mu\text{mol/l}$  verwendet (KRAFT et al., 2005).

Die Eisenkonzentration bei Chinchillas wird in der Literatur mit Werten von 20,0 bis 50,4  $\mu\text{g/dl}$  angegeben (siehe Tab. 38). Alters- oder Geschlechtsabhängigkeit der Fe-Konzentration bei Chinchillas wurden bisher nicht untersucht (siehe Tab. 38, Tab. 50 und Tab. 51).

Tab. 38: Angaben zur Eisenkonzentration (Fe) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung)

Autor	weiblich	männlich	geschlechts-unabhängig
EIDMANN (1992)			20,0 – 50,4 <sup>3</sup> (36,07) <sup>2</sup>

### **III. MATERIAL UND METHODEN**

#### **1. Material**

##### **1.1. Tiere**

In diese Studie wurden 156 Chinchillas aufgenommen.

##### **1.1.1. Auswahl der Tiere**

Es wurden 156 Chinchillas in die Studie aufgenommen, die aufgrund der Anamnese und allgemeiner und spezieller klinischer Untersuchung (Adspektion, Auskultation, Palpation, Messung der Körperinnentemperatur) als „klinisch gesund“ befundet wurden. Alle Tiere zeigten aufmerksames Verhalten und befanden sich in gutem Ernährungs- und Pflegezustand. Keines der Tiere hatte innerhalb der letzten zwei Wochen vor der Blutabnahme Medikamente erhalten. Von der Studienteilnahme ausgeschlossen wurden Tiere mit chronischen Krankheiten sowie Chinchillas, bei denen innerhalb der letzten drei Monate vor der Blutabnahme Medikamente zu therapeutischen Zwecken angewendet oder Verhaltensauffälligkeiten (z. B. Fellbeißen) beobachtet wurden.

87 % (135/156) der Tiere stammten aus Privathaltungen (Zuchten, Hobbyhaltungen, Auffangstationen), 7 % (11/156) aus wissenschaftlicher Versuchstierhaltung mit vergleichbaren Haltungsbedingungen und 6 % (10/156) aus einer der Pelztierhaltung entsprechenden Privathaltung. Die meisten Chinchillas wurden paarweise oder in Gruppen gehalten, nur 6 % (9/156) lebten in Einzelhaltung. Fast alle Tiere stammten aus einer Wohnungshaltung, nur 7 % (11/156) waren nicht in den Wohnräumen der Besitzer, sondern in einem speziell für die Chinchillahaltung umgebauten Gebäude untergebracht. Die Blutentnahme wurde in der Medizinischen Kleintierklinik der Ludwig-Maximilians-Universität München oder am jeweiligen Ort der Chinchillahaltung vorgenommen.

##### **1.1.2. Signalement**

Die Chinchillas wurden nach Geschlecht und Alter in Gruppen eingeteilt. Die Gesamtzahl an Tieren bei jedem Besitzer sowie die Gruppengröße in jedem Käfig wurden erfasst. Zusätzlich wurden die unterschiedlichen Fellfärbungen aufgezeichnet.

### 1.1.2.1. Altersverteilung

Das jüngste in die Studie aufgenommene Tier war zum Zeitpunkt der Blutabnahme acht Wochen, das älteste Tier 23 Jahre alt. Der Mittelwert lag bei 5 Jahren. Fundtiere und Abgabetiere in den Auffangstationen wurden, wenn das genaue Alter nicht bekannt war, anhand des Vorberichtes und der Aufenthaltszeit beim aktuellen Besitzer geschätzt. Die Tiere wurden in die Gruppen „Jungtiere“ bis zu einem Alter von einschließlich 6 Monaten und „Adulttiere“ ab 6 Monaten eingeteilt (siehe Tab. 39, Abb. 1).

Tab. 39: Einteilung der Chinchillas in Altersgruppen

Gruppe	Bezeichnung	Alter	Spanne (in Monaten)	Anzahl
1	Jungtiere	$\leq 6$ Monate	2,0 – 6,0	14
2	adulte Tiere	$> 6$ Monate	7,0 – 106,0	142

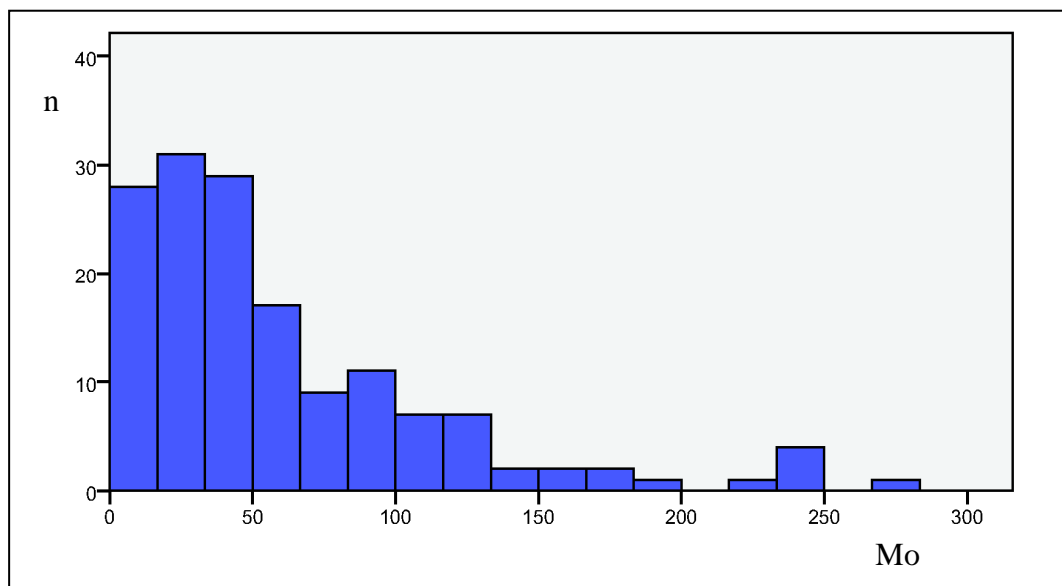


Abb. 1: Anzahl (n) der Chinchillas mit einem bestimmten Alter in Monaten (Mo)

### 1.1.2.2. Geschlechtsverteilung

Die 156 in die Studie aufgenommenen Tiere wurden in vier Geschlechtsgruppen unterteilt: männlich, männlich kastriert, weiblich und weiblich kastriert. 27,6 % (43/156) der Tiere waren männlich, 12,2 % (19/156) männlich kastriert, 59,6 % (93/156) weiblich und 0,6 % (1/156) weiblich kastriert (siehe Abb. 2).

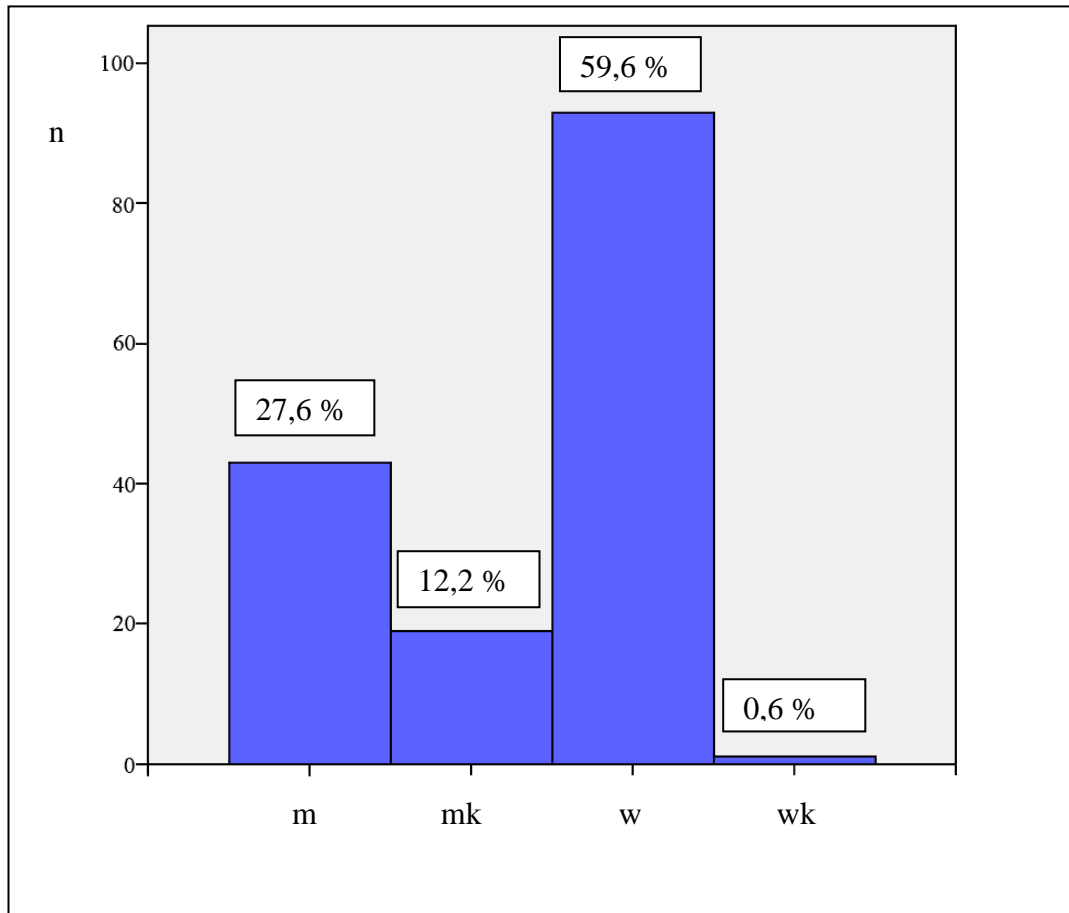


Abb. 2: Anzahl (n) der Chinchillas der verschiedenen Geschlechtsgruppen (m = männlich, mk = männlich kastriert, w = weiblich, wk = weiblich kastriert; zusätzlich Anzahl in Prozent (%) der Gesamtzahl)

### 1.1.2.3. Fellfärbungen

Die 156 Chinchillas konnten in neun Fellfarben eingeordnet werden: Standard 62,8 % (98/156), Black Velvet 12,2 % (19/156), Beige 7,7 % (12/156), Afro Violett 5,8 % (9/156), Schecke 4,4 % (7/156), Ebony 3,2 % (5/156), Weiß 2,6 % (4/156), Schoko 0,6 % (1/156) und Silber 0,6 % (1/156) (siehe Abb. 3).

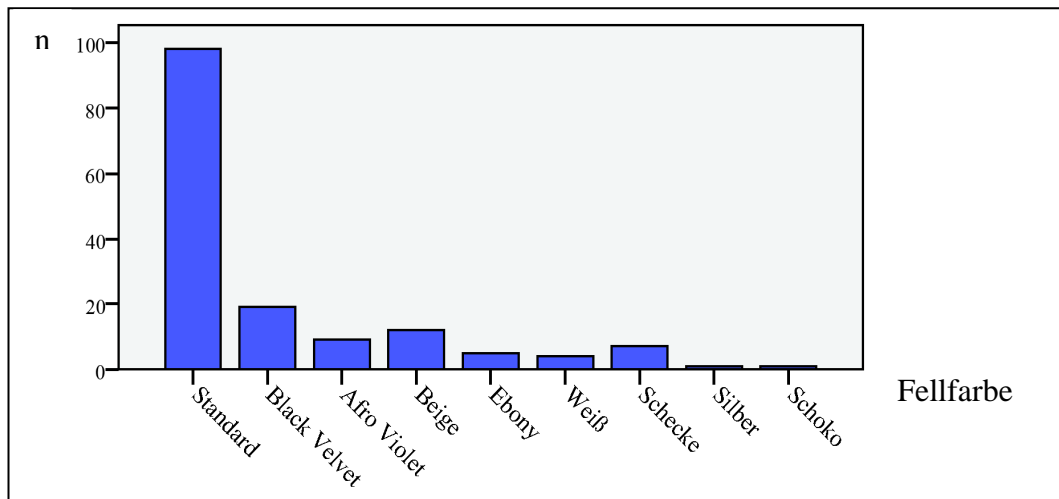


Abb. 3: Anzahl (n) der Chinchillas der verschiedenen Fellfarben

#### 1.1.2.4. Haltung

Die Tiere wurden drei Haltungssystemen zugeordnet. In Privathaltung (Zuchten, Hobbyhaltungen, Auffangstationen) lebten 87 % (135/156) der Chinchillas, in wissenschaftlicher Versuchstierhaltung mit vergleichbaren Haltungsbedingungen wie in der Privathaltung 7 % (11/156) und 6 % (10/156) in einer der Pelztierhaltung entsprechenden Privathaltung.

#### 1.2. Geräte

In Tab. 40 sind die für die Untersuchung, Blutabnahme und Blutanalyse verwendeten Geräte, Reagenzien und Verbrauchsmaterialien aufgeführt.

Tab. 40: Verwendete Geräte, Verbrauchsmaterialien und Reagenzien (Seite 1)  
(Vergr. = Vergrößerung)

Geräte und Verbrauchsmaterialien	Hersteller/Firma	Adresse
<b>Klinische Untersuchung</b>		
Stethoskop	3M Health Care	St. Paul, USA
Fieberthermometer	Servoprax	Wesel, Deutschland
digitale Küchenwaage	4MBO International Electronic AG	Plochingen, Deutschland
<b>Probenentnahme</b>		
Einmalspritze 2 ml Luer Discardit™ II	Becton Dickinson	Fraga, Spanien
Einwegkanülen Microlance™ 3® (20 G 1 ½“ – Nr. 1, 0,9 x 40 mm, Farbcode gelb)	Becton Dickinson	Fraga, Spanien
Probenröhrchen für hämatologische Untersuchung: Multivette 600 Z® (Aufnahmemenge: 0,6 ml, Gerinnungshemmer: EDTA-di-Kaliumsalz)	Firma Sarstedt	Nümbrecht, Deutschland
Probenröhrchen zur Serumgewinnung: Multivette 600 Z® (Aufnahmemenge: 0,6 ml, Beschichtung mit Gerinnungsaktivator)	Firma Sarstedt	Nümbrecht, Deutschland
Kodan Tinktur®	Schuelke & Mayr GmbH	Norderstedt, Deutschland
Zellstofftupfer	Fuhrmann	Much, Deutschland
Verband: Peha-haft®	Paul Hartmann AG	Heidenheim, Deutschland
<b>sonstige Verbrauchsmaterialien</b>		
Immersionsöl	Merck KGaA	Darmstadt, Deutschland
Objektträger Assistent® (26 x 76 mm)	Glaswarenfabrik Karl Hecht KG	Sondheim, Deutschland

Fortsetzung Tab. 40: Verwendete Geräte, Verbrauchsmaterialien und Reagenzien (Seite 2)

Geräte und Reagenzien	Hersteller/Firma	Adresse
<b>Geräte</b>		
Universal 32 R Zentrifuge	Hettich Zentrifugen	Tuttlingen, Deutschland
Lichtmikroskop BH2 (Okular, Vergr. 10 x), Objektiv (Vergr. 50 x), Objektiv Ölimmersion (Vergr. 100 x)	Olympus	Tokyo, Japan
Cell-Dyn® 3500 R	ABBOTT Diagnostics	Illinois, USA
HEMATEK® Slide-Stainer	Bayer	Dublin, Irland
Autoanalyser Hitachi 911®	Boehringer Mannheim	Mannheim, Deutschland
Pipette Reference® (fix) 100 µl	Eppendorf Vertrieb Deutschland GmbH	Wesseling, Deutschland
Pipettenspitzen ep T.I.P.S. 100 µl	Eppendorf Vertrieb Deutschland GmbH	Wesseling, Deutschland
<b>Reagenzien</b>		
HEMATEK® Stain Pak für modifizierte Wright-Färbung	Bayer Health Care	Dublin, Irland
Systempackung für Autoanalyser Hitachi 911®	Boehringer Mannheim	Mannheim, Deutschland
Probengefäß Mikrotube 100 µl Brillant (enthält 100 µl 1 % Brillantkresolblaulösung)	Sarstedt	Nümbrecht, Deutschland

## 2. Methodik

### 2.1. Blutentnahme

Zur Blutprobenentnahme wurde bei keinem Tier eine Sedierung oder Narkose durchgeführt. Die Punktion erfolgte auf der lateralen Seite des Unterschenkels, unmittelbar über dem Tarsalgelenk, von distal in proximale Richtung (siehe Abb. 4). Das Chinchilla wurde von einer Hilfsperson fixiert. Auf der lateralen Seite des

Hinterbeines wurde oberhalb des Tarsalgelenkes das Fell mit Kodan Tinktur® (Schuelke & Mayr GmbH, Norderstedt, Deutschland) desinfiziert und gescheitelt.



Abb. 4: Blutentnahme beim Chinchilla aus der *Vena saphena lateralis* mittels 20-G-Kanüle und Vakutainer (Fixierung des Tieres auf dem Schoß der Hilfsperson)

Zur Punktion wurden Einwegkanülen Microlance™ 3® (20 G) (Becton Dickinson, Fraga, Spanien) nach Spülung mit Heparin-Natrium (Braun 25000 IE/5 ml Injektionslösung) verwendet. Es wurden Blutproben in einer Menge von maximal 1 % des Körpergewichtes gewonnen. Zur Ermittlung der hämatologischen Parameter wurden jeweils mindestens 0,3 ml Blut mit einem mit Gerinnungshemmer EDTA-di-Kaliumsalz beschichteten Probenröhrchen Multivette 600 K3E® (Sarstedt, Nümbrecht, Deutschland) aufgefangen. Zur Ermittlung der klinisch-chemischen Parameter wurden bis zu 4 ml Blut in einem mit Gerinnungsaktivator beschichteten Serumprobenröhrchen Multivette 600 Z® (Sarstedt, Nümbrecht, Deutschland) aufgefangen. Nach der Blutabnahme wurde die Punktionsstelle mit einem Zellstofftupfer (Fuhrmann, Much, Deutschland) bedeckt und dieser für wenige Minuten mit einem Peha-haft® Verband (Paul Hartmann AG, Heidenheim, Deutschland) fixiert.



## 2.2. Bestimmung der Laborparameter

Die hämatologischen Parameter (Leukozyten, Erythrozyten, Thrombozyten, Hb, Hkt, MCHC, MCH, MCV) wurden im vollautomatischer Zellcounter (Cell-Dyn<sup>®</sup> 3500 R, Firma ABBOTT Diagnostics, Illinois, USA) ermittelt. Die Messungen wurden in der für das Chinchilla vorgesehenen Einstellung vorgenommen. Zur Erstellung des Differentialblutbildes wurde ein Blutaussstrich hergestellt. Hierzu wurde ein Tropfen des EDTA-Blutes auf einem Objektträger ausgestrichen und nach Lufttrocknung mit einem automatischen Färbegerät (HEMATEK<sup>®</sup> Slide-Stainer, Firma Bayer, Dublin, Irland) nach Wright gefärbt. Je 100 Leukozyten wurden bei 1000facher Vergrößerung (Lichtmikroskop BH2, Olympus, Japan) unter Verwendung von Immersionsöl anhand von morphologischen Kriterien in Monozyten, Lymphozyten, stabkernige und segmentkernige neutrophile, basophile und eosinophile Granulozyten differenziert (siehe Tab. 41).

Das Serum wurde nach einer Standzeit von 30 Minuten und vollständiger Gerinnung mit der Universal 32 R Zentrifuge (Hettich Zentrifugen, Tuttlingen, Deutschland) bei 4000 Umdrehungen (U)/min und 20 °C für fünf Minuten zentrifugiert. Das so gewonnene Serum wurde abpipetiert. Enzymaktivitäten, Substrat- und Elektrolytkonzentrationen wurden aus Serum vollautomatisch am Autoanalyser Hitachi 911<sup>®</sup> (Boehringer Mannheim, Mannheim, Deutschland) unter Verwendung der zugehörigen Systempackungen (Boehringer Mannheim, Mannheim, Deutschland) bestimmt. Die verschiedenen Nachweisverfahren sind in Tab. 42 aufgelistet. Die Probenanalyse aus EDTA-Blut und Serum folgte innerhalb von 24 Stunden (siehe Tab. 42).

Nicht bei allen Tieren konnte eine zur Bestimmung aller Parameter ausreichende Menge Blut gewonnen werden. Aus diesem Grund wurde eine Gewichtung der Untersuchungsparameter vorgenommen und bei geringen Blutmengen auf die Bestimmung weniger aussagekräftiger Parameter verzichtet (siehe Tab. 41).

Tab. 41: Priorisierung der Bestimmung der labordiagnostischen Parameter (Reihenfolge der Bestimmung entsprechend der Menge des zur Verfügung stehenden Probenmaterials: 1 → 4)

<b>Proben-material</b>	<b>Reihenfolge der Bestimmung</b>	<b>Parameter</b>
EDTA	1	Blutbild mit Differentialblutbild
EDTA	2	Retikulozytenzählung
Serum	1	ALT, GLDH, CK, Glukose, Harnstoff, Kreatinin, Bilirubin, Na, K, Ca
Serum	2	Gesamteiweiß, Fruktosamin, Albumin, P, Cl
Serum	3	AP, AST, $\alpha$ -Amylase, Lipase, Serungallensäuren, Mg, Fe
Serum	4	$\gamma$ -GT, LDH, CHE, Triglyzeride, Cholesterin

Tab. 42: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 1)

Durchflussszytometrie			
Automatisiertes Verfahren der Zytometrie, bei dem die in einer Suspension befindlichen Zellen in einem schmalen Flüssigkeitsstrom am Objektiv eines Mikroskopzytometers unter Messung des Absorptionsspektrums vorbeigeführt werden und so die Gesamtzahl der verschiedenen Zellarten bezogen auf ein bestimmtes Flüssigkeitsvolumen ermittelt wird (FÜRL et al., 1981).			
Parameter	Analysen- gerät	Proben- material	Testprinzip
Erythro-, Leuko- und Thrombozyten	Cell- Dyn® 3500 R	EDTA- Blut	Zellzählung mittels Durchflussszytometrie (siehe oben)
Farb-Test (enzymatisch)			
Bei einem sogenannten „enzymatischen Farb-Test“ wird ein bestimmter Stoff durch spezielle Enzyme umgewandelt. Durch Zusatz anderer Stoffe kommt es zur Freisetzung von Wasserstoffperoxid. Das entstandene Wasserstoffperoxid führt unter katalytischer Wirkung der Peroxidase zur Farbstoffbildung. Die Farbintensität kann photometrisch gemessen werden und wird dann als Konzentration des zu bestimmenden Stoffes angegeben (ROCHE, 2001).			
Cholesterin	Hitachi 911®	Serum	<p>Das Cholesterin wird durch Umwandlung mit Cholinesterase enzymatisch bestimmt. Die Cholinester werden unter Einwirkung der Cholinesterase in freies Choleston und Wasserstoffperoxid umgewandelt. Wasserstoffperoxid bildet mit 4-Aminophenazon und Phenol unter katalytischer Wirkung der Peroxidase einen roten Farbstoff, dessen Farbintensität der CholinKonzentration direkt proportional ist und photometrisch (Wellenlänge: 505 – 700 nm) gemessen werden kann.</p> <p>Cholesterinester + H<sub>2</sub>O <math>\xrightarrow{\text{Cholinesterase}}</math> Cholesterin + R-COOH</p> <p>Cholesterin + O<sub>2</sub> <math>\xrightarrow{\text{Cholinesterase}}</math> Choleston + H<sub>2</sub>O<sub>2</sub></p> <p>2 H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> + 4-Aminophenazon + Phenon <math>\xrightarrow{\text{Peroxidase}}</math> 4 (p-Benzochinon-monoimino)-phenazon + H<sub>2</sub>O (ROCHE, 2001d)</p>
Lipase	Hitachi 911®	Serum	<p>Das Lipasesubstrat 1,2-O-Dilauryl-rac-glycero-3-glutarsäure-(6-methylresorufin)-ester wird unter der katalytischen Einwirkung der Lipase in alkalischer Lösung zu 1,2-O-Dilauryl-rac-glycerin gespalten. Dabei entsteht als instabiles Zwischenprodukt Glutarsäure-(6-methyl-resorufin)-ester, welcher spontan in Glutarsäure und Methylresorufin zerfällt. Photometrisch gemessen wird dabei die Farbintensität des gebildeten roten Farbstoffes, die sich direkt proportional der Lipaseaktivität verhält.</p> <p>1,2-O-Dilauryl-rac-glycero-3-glutarsäure-(6-methylresorufin)-ester <math>\xrightarrow{\text{Lipase}}</math> 1,2-O-Dilauryl-rac-glycerin + Glutarsäure-(6-methyl-resorufin)-ester</p> <p>Glutarsäure-(6-methyl-resorufin)-ester <math>\xrightarrow{\text{spontaner Zerfall}}</math> Glutarsäure + Methylresorufin (ROCHE, 2001f)</p>

Fortsetzung Tab. 42: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 2)

Fortsetzung Farb-Test (enzymatisch)			
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip
Kreatinin	Hitachi 911®	Serum	Kreatinin wird unter Einwirkung der Kreatinkinase zu Kreatin hydrolysiert. Kreatin wird unter Einwirkung der Kreatinase zu Sarkosin und Harnstoff hydrolysiert. Sarkosin wird von Sauerstoff unter Mitwirkung von Sarcosinoxidase zu Glycin, Formaldehyd und Wasserstoffperoxid umgesetzt. Das entstandene Wasserstoffperoxid bildet mit 4-Aminophenazon und 2,4,6-Triiod-3-hydroxybenzoesäure (HTIB) unter katalytischer Wirkung der Peroxidase einen Chinoninfarbstoff, dessen Farbintensität, die direkt proportional der Kreatininkonzentration ist, photometrisch (Wellenlänge 546 – 700 nm) gemessen wird (modifizierte Trinderreaktion). $\text{Kreatinin} + \text{H}_2\text{O} \xrightarrow{\text{Kreatinkinase}} \text{Kreatin} + \text{H}_2\text{O} \quad \text{Kreatin} \xrightarrow{\text{Kreatinase}} \text{Sarcosin} + \text{Harnstoff}$ $\text{Sarcosin} + \text{H}_2\text{O} + \text{O}_2 \xrightarrow{\text{Sarcosinoxidase}} \text{Glycin} + \text{HCHO} + \text{H}_2\text{O}_2$ $\text{H}_2\text{O}_2 + 4\text{-Aminophenazon} + \text{HTIB} \xrightarrow{\text{Peroxidase}} \text{Chinoninfarbstoff} + \text{H}_2\text{O} + \text{H}^+ \text{ (ROCHE, 2000d)}$
Triglyzeride	Hitachi 911®	Serum	Die Triglyzeride werden unter Verwendung einer Lipoproteinase (LPL) aus Mikroorganismen zu Glycerin hydrolysiert. Anschließend folgt eine Oxidation durch Glycerokinase (GK) und Glycerinphosphatoxidase (GPO) zu Dihydroxyacetonphosphat und Wasserstoffperoxid. Das entstandene Wasserstoffperoxid bildet unter katalytischer Wirkung der Peroxidase mit 4-Aminophenazon und 4-Chlorphenol in einer Endpunktreaktion (TRINDER, 1969) einen roten Farbstoff. Die photometrische Messung der Farbintensität erfolgt bei einer Wellenlänge von 505 – 700 nm und ist proportional zum Triglyzeridgehalt der Probe. $\text{Triglyzeride} + 3 \text{H}_2\text{O} \xrightarrow{\text{LPL}} \text{Glycerin} + 3 \text{RCOOH}$ $\text{Glycerin} + \text{Adenosintriphosphat (ATP)} \xrightarrow{\text{GK, Mes}^2} \text{Glycerin-3-phosphat} + \text{Adenosindiphosphat (ADP)}$ $\text{Glycerin-3-phosphat} + \text{O}_2 \xrightarrow{\text{GPO}} \text{Dihydroxyazetonphosphat} + \text{H}_2\text{O}_2$ $\text{H}_2\text{O}_2 + 4\text{-Aminophenazon} + \text{Chlorphenol} \xrightarrow{\text{Peroxidase}} 4\text{- (p-Benzochinon-monomino)-phenazon} + 2 \text{H}_2\text{O} + \text{HCL}$ (ROCHE, 2001g)
Farb-Test (nicht-enzymatisch)			
Durch Zugabe der Reagenzien zur Probe kommt es zur Bildung von Farbkomplexen, deren Farbintensität proportional zur bestimmenden Parameterkonzentration ist und photometrisch gemessen wird (ROCHE, 2001 a)			
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip
Fruktosamin	Hitachi 911®	Serum	Der Fruktosaminnachweis beruht auf der Fähigkeit von Ketoaminen, Nitrotetrazolium-Blau (NTB) in einer alkalischen Lösung zu Formazan zu reduzieren. Die Geschwindigkeit der Formazanbildung ist der Fruktosaminkonzentration direkt proportional. Sie wird photometrisch gemessen (Wellenlänge 546 nm). (ROCHE, 2000a)

Fortsetzung Tab. 42: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 3)

Fortsetzung Farb-Test (nicht-enzymatisch)				
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip	
Albumin	Hitachi 911®	Serum	Albumin weist bei einem pH-Wert von 4,1 einen kationischen Charakter auf, um eine Bindung mit dem Anionenfarbstoff Bromkresolgrün (BCG) unter Bildung eines blaugrünen Komplexes einzugehen. Die Farbintensität der blaugrünen Farbe ist direkt proportional der Ibuminkonzentration und wird photometrisch gemessen (DOUMAS et al., 1971). Albumin + BCG → Albumin-BCG-Komplex (ROCHE, 2001a)	
Alkalische Phosphatase	Hitachi 911®	Serum	p-Nitrophenylphosphat wird in Gegenwart von Magnesiumionen durch Phosphatasen in Phosphat und p-Nitrophenol gespalten. Das dabei freigesetzte p-Nitrophenol ist proportional der AP-Aktivität und wird photometrisch (Wellenlänge: 450 – 546 nm) gemessen (optimierte Standardmethode der Deutsche Gesellschaft für klinische Chemie (DGKC), 1972). p-Nitrophenylphosphat + H <sub>2</sub> O → Phosphat + p-Nitrophenol (ROCHE, 2001b)	
Cholinesterase	Hitachi 911®	Serum	Butyrylcholin wird durch die Cholinesterase zu Thiocholin und Butyrat umgesetzt. Das Thiocholin bildet mit Dithiobisnitrobenzoat einen Farbstoff der photometrisch (Wellenlänge: 480 – 660nm) gemessen wird (KNEDEL & BÖTTGER, 1967). Butyrylthiocholin + H <sub>2</sub> O → Thiocholin + Butyrat Thiocholin + Dithiobisnitrobenzoat → 2-Nitro-5-mercaptobenzoat (ROCHE, 2002b)	
Eisen	Hitachi 911®	Serum	Fe <sup>3+</sup> wird durch Guanidiniumchlorid im schwach sauren pH-Bereich von Transferrin gelöst und mit Ascorbinsäure zu Fe <sup>2+</sup> reduziert. Fe <sup>2+</sup> bildet mit Ferrozin einen Farbkomplex der photometrisch (Wellenlänge: 546 – 700 nm) bestimmt wird. Hieraus errechnet sich die Eisenkonzentration der Probe (Ferrozinbestimmung ohne Enteiweißung) (SEIDEL et al., 1984). Transferrin-Fe-Komplex → Apotransferrin + Fe <sup>3+</sup> Fe <sup>3+</sup> → Fe <sup>2+</sup> Ferrozin + Fe <sup>2+</sup> → Farbkomplex (ROCHE, 2002d)	
γ-Glutamyltransferase	Hitachi 911®	Serum	Die γ-GT führt zur Umsetzung von L-γ-Glutamyl-3-carboxy-4-nitroanilid und Glycylglycin zur Bildung eines Farbstoffes, dessen Intensität proportional der γ-GT-Aktivität ist und photometrisch (Wellenlänge: 415 – 660 nm) gemessen wird. L-γ-Glutamyl-3-carboxy-4-nitroanilid + Glycylglycin → L-γ-Glutamylglycylglycin + 5-Amino-2-nitrobenzoat (ROCHE, 2002e)	

Fortsetzung Tab. 42: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 4)

Fortsetzung Farb-Test (nicht-enzymatisch)				
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip	
Gallensäuren	Hitachi 911®	Serum	Die Gallensäurenbestimmung beruht auf einer Kombination aus enzymatischer Umsetzung und Oxidation von NADH/NAD. In diesem Fall wird aber nicht die Extinktionsabnahme des NADH gemessen, sondern die Extinktion des bei dieser Oxidation gebildeten Formazons bei 530nm. 3 $\alpha$ -Hydroxygallensäuren + NAD 3 $\alpha$ -HSD $\rightarrow$ 3-Oxogallensäuren + NADH NADH + NBT $\xrightarrow{\text{Diaphorase}}$ NAD + Formazon (SIGMA DIAGNOSTICS, 1995)	
Bilirubin	Hitachi 911®	Serum	Indirektes Bilirubin wird durch ein Detergenz freigesetzt und mit einer Diazoniumverbindung zu dem entsprechenden Azobilirubin gekuppelt. Dieses Azobilirubin kann dann photometrisch (Wellenlänge: 340 – 660 nm) gemessen werden (WAHLEFFELD et al., 1972).	
Gesamt-Eiweiß	Hitachi 911®	Serum	Zweiwertiges Kupfer reagiert in alkalischer Lösung mit der Peptidbindung der Eiweiße zum charakteristischen purpurfarbenen Biuretkomplex. Mit Natrium-Kalium-tartrat wird die Ausfällung von Kupferhydroxid und mit Kaliumjodid die Autoreaktion des Kupfers verhindert. Die Farbintensität des Biuretkomplexes ist direkt proportional zur Eiweißkonzentration und wird photometrisch (Wellenlänge: 546 – 700 nm) gemessen. Eiweiß + Cu <sup>2+</sup> $\xrightarrow{\text{Alkalische Lösung}}$ Cu-Eiweiß-Komplex (ROCHE, 2000b)	
Kalzium	Hitachi 911®	Serum	Die Farbintensität des gebildeten Farbkomplexes wird photometrisch (Wellenlängenkombination: 700/600 nm) gemessen und ist direkt proportional zur Kalziumkonzentration. Kalzium + o-Kresolphthalein-Komplex $\xrightarrow{\text{Alkalische Lösung}}$ Kalzium-o-Kresolphthaleinkomplex (ROCHE, 2005)	
Magnesium	Hitachi 911®	Serum	Magnesium bildet in alkalischer Lösung mit Xylidylblau, einem Diazoniumsalz, einen purpurroten Komplex. Die Magnesiumkonzentration wird durch Abnahme der Xylidylblauextinktion photometrisch (Wellenlänge: 0 – 800 nm) gemessen (ROCHE, 2000e)	
Phosphat	Hitachi 911®	Serum	Anorganisches Phosphat bildet in schwefelsaurer Lösung einen Ammonium-Phosphomolybdat-Komplex. Dieser Komplex wird im UV-Bereich photometrisch (Wellenlänge: 340 – 660 nm) gemessen (HENRY et al., 1974).	

Fortsetzung Tab. 42: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 5)

UV-Test			
Der UV-Test beruht auf der Messung der katalytischen Aktivität von Enzymen. Dabei liegen Nikotinamadenindinukleotide (NAD/NADP) als Messgrößen zugrunde. Die reduzierenden Formen absorbieren UV-Bereich, die oxidierenden dagegen nicht. Ändert sich während einer Reaktion der Redoxstatus der Adenindinukleotide, so ändert sich konzentrationsabhängig auch die Lichtabsorption und damit bei spektrophotometrischen Messungen die Extinktion. Man unterscheidet einfache kinetische Tests (das Adenindinukleotid ist direkt in die Reaktion des zu bestimmenden Enzyms integriert) und zusammengesetzte kinetische Tests (2- oder 3-Stufenreaktionen, bei denen der Reaktion, die das zu bestimmende Enzym katalysiert, eine oder zwei Reaktionen angeschlossen werden und ein Produkt der ersten oder zweiten Reaktion unter Beteiligung eines Adenindinukleotides quantitativ umgesetzt wird). (ROCHE, 2001)			
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip
Alaninamino-transferase	Hitachi 911®	Serum	A-Ketoglutarat + L-Alanin $\xrightarrow{\text{ALT}}$ L-Glutamat + Pyruvat Pyruvat + NADH + H <sup>+</sup> $\xrightarrow{\text{LDH}}$ Laktat + NAD <sup>+</sup> Die Geschwindigkeit der photometrisch (Wellenlänge: 340 – 334 nm) gemessenen NADH-Abnahme ist der ALT-Aktivität proportional. (ROCHE, 2002a)
Aspartat-amino-transferase	Hitachi 911®	Serum	Die AST katalysiert die Umwandlung von α-Oxoglutarat und L-Aspartat zu L-Glutamat und Oxalacetat. Unter katalytischer Mitwirkung von Malatdehydrogenase (MDH) wird Oxalacetat zu L-Malat umgewandelt und NADH zu NAD <sup>+</sup> oxidiert. Die Geschwindigkeit der NADH-Abnahme ist direkt proportional der AST-Konzentration und wird photometrisch (Wellenlänge: 340 – 415 nm) gemessen. α-Oxoglutarat + L-Aspartat $\xrightarrow{\text{AST}}$ L-Glutamat + Oxalacetat Oxalacetat + NADH + H <sup>+</sup> $\xrightarrow{\text{MDH}}$ L-Malat + NAD <sup>+</sup> (ROCHE, 2001c)
Glukose	Hitachi 911®	Serum	In der Hexikonas/Glukose-6-Phosphatbestimmung (HK/G-6-P) wird Glukose umgesetzt und NADPH gebildet. Diese wird photometrisch (Wellenlänge: 340 – 405 nm) gemessen. (SCHMIDT, 1961) Glukose + ATP $\xrightarrow{\text{HK}}$ G-6-P + ADP G-6-P + NADP <sup>+</sup> $\xrightarrow{\text{G-6-P}}$ Glukonat-6-P + NADP + H <sup>+</sup> (ROCHE, 2001e)
Glutamat-dehydrogenase	Hitachi 911®	Serum	α-Oxoglutarat wird durch GLDH unter NAD <sup>+</sup> -Bildung zu Glutamat umgesetzt. Die Geschwindigkeit der NADH-Abnahme wird photometrisch (Wellenlänge: 340 – 415 nm) gemessen und ist proportional zur GLDH-Aktivität. α-Oxoglutarat + NADH <sup>+</sup> + NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> $\xrightarrow{\text{GLDH}}$ Glutamat + NAD <sup>+</sup> + H <sub>2</sub> O (ROCHE, 2000c)

Fortsetzung Tab. 42: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 6)

Fortsetzung UV-Test				
Parameter	Analysengerät	Probenmaterial	Testprinzip	
Harnstoff	Hitachi 911®	Serum	Harnstoff wird durch Urease zu CO <sub>2</sub> und Ammoniak hydrolysiert. Der gebildete Ammoniak reagiert anschließend mit α-Ketoglutarat und NADH in Gegenwart von GLDH zu Glutamat und NAD <sup>+</sup> . Die Extinktionsabnahme durch den Verbrauch von NADH wird kinetisch (Wellenlänge: 340-700nm) gemessen. $\text{Harnstoff} + \text{H}_2\text{O} \xrightarrow{\text{Urease}} 2 \text{NH}_4^+ + \text{CO}_2$ $\alpha\text{-Ketoglutarat} + \text{NH}_4^+ + \text{NADH} \xrightarrow{\text{GLDH}} \text{L-Glutamat} + \text{NAD}^+ + \text{H}_2\text{O}$ (ROCHE, 1999)	
Kreatinkinase	Hitachi 911®	Serum	Kreatinphosphat wird durch Zusatz von Puffer, Enzymen, Koenzymen und Substrat zu Kreatinin umgewandelt, dabei wird ATP gebildet. Das ATP reagiert mit Glukose unter Verwendung einer Hexokinase (HK). Es entsteht G-6-P, das mit NADP und Glukose-6-Phosphat-Dehydrogenase (G-6-P-DH) zur NADPH-Bildung führt. Bezogen auf äquimolare Mengen verläuft die Bildung von NADPH und Kreatinin mit der gleichen Geschwindigkeit. Die Geschwindigkeit der NADPH-Bildung wird photometrisch (Wellenlänge: 340 – 546 nm) gemessen und ist der CK-Aktivität proportional. $\text{Kreatinphosphat} + \text{ADP} \xrightarrow{\text{CK}} \text{Kreatinin} + \text{ATP}$ $\text{Glukose} + \text{ATP} \xrightarrow{\text{HK}} \text{G-6-P} + \text{NADPH} + \text{H}^+$ (ROCHE, 2002c)	
Laktatdehydrogenase	Hitachi 911®	Serum	Die Laktatdehydrogenase katalysiert die Umwandlung von Pyruvat zu Laktat. Dabei wird NADH zu NAD <sup>+</sup> oxidiert. Die Geschwindigkeit der NADH-Abnahme ist direkt proportional der LDH-Konzentration und wird photometrisch (Wellenlänge: 340 – 546 nm) gemessen. $\text{Pyruvat} + \text{NADH} + \text{H}^+ \xrightarrow{\text{LDH}} \text{Laktat} + \text{NAD}^+$ (ROCHE, 2002f)	



Fortsetzung Tab. 42: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 7)

<b>Ionenselektive Elektroden</b>			
<p>In den ionenselektiven Ionen wird eine elektromotorische Kraft (EMK) erzeugt. Diese wird durch die Nernst'sche Gleichung beschrieben, welche zur Berechnung der Konzentration spezieller Ionen in wässriger Lösung verwendet wird.</p> <p><math>E = E_0 + 2,303 \times RT/nF \times a_i</math> (<math>a_i = f \times C_i</math>; <math>E = \text{EMK}</math>; <math>E_0 = \text{das durch das Meßsystem festgelegte konstante Potential}</math>; <math>R = \text{Gaskonstante } (8,3144\text{ J} \times 1/\text{mol} \times 1/\text{K})</math>; <math>T = \text{absolute Temperatur (Kelvin)}</math>; <math>F = \text{Faraday'sche Konstante } (9,648456 \times 10000 \text{ C} \times 1/\text{mol})</math>; <math>a_i = \text{Aktivität des zu messenden Ions (i) (positiv bei Kationen, negativ bei Anionen)}</math>; <math>2,303 = \text{Umrechnungsfaktor von } \ln \text{ zu } \log</math>)</p> <p>(Boehringer Mannheim)</p>			
<b>Parameter</b>	<b>Analysengerät</b>	<b>Probenmaterial</b>	<b>Testprinzip</b>
Chlorid	Hitachi 911®	Serum	Quantitative Bestimmung durch ionenselektive Elektroden (siehe oben)
Kalium	Hitachi 911®	Serum	Quantitative Bestimmung durch ionenselektive Elektroden (siehe oben)
Natrium	Hitachi 911®	Serum	Quantitative Bestimmung durch ionenselektive Elektroden (siehe oben)

### 2.3. Statistische Auswertung

Die gesammelten Daten wurden mit Excel 2007 gelistet. Nach der Aufbereitung erfolgte die Überführung der Daten in das Statistikprogramm SPSS *for Windows* 16.0. Dort wurden Ausreißer eliminiert, die Verteilung der Daten in Histogrammen graphisch dargestellt, Kenngrößen bestimmt, Signifikanztests durchgeführt und aus den erhaltenen Informationen Referenzbereiche erstellt.

#### 2.3.1. Sammlung und Aufbereitung der Daten

Die in der Studie aufgenommenen Chinchillas wurden nach der Probengewinnung und Auswertung der Blutproben nach Alter (Jungtiergruppe bis einschließlich 6 Monate, Adulttiergruppe über 6 Monate) und Geschlecht (männlich unkastriert, männlich kastriert, weiblich unkastriert, weiblich kastriert) in **Gruppen** eingeteilt.

#### 2.3.2. Ausreißerelimination

Nichtparametrische Methoden der Referenzbereichsbestimmung orientieren sich meist am kleinsten und größten Wert eines Datensatzes. Beruhen diese Randwerte auf Messfehlern, die unentdeckt bleiben, fällt infolgedessen der Referenzbereich sehr viel weiter aus und seine Aussagekraft wird erheblich geschwächt. Um solche Ausreißer auszuschließen, wurden die Daten ranggeordnet ( $x_{(n)}$  = maximale Beobachtung,  $x_{(1)}$  = minimale Beobachtung) und nach HENRY und REED (1971) alle  $x_{(i)}$  eliminiert, für die gilt:

$$x_{(n)} - x_{(n-1)} / x_{(n)} - x_{(1)} > 1/3$$

Mit der Berechnung nach HENRY und REED (1971) werden jedoch nur Einzelfälle ermittelt, die sich in ausreichendem Abstand zum nächstfolgenden Zahlenwert befinden. Weitere Ausreißer wurden visuell nach der Erstellung von **Boxplots** mit Hilfe des Interquartilbereiches eliminiert. Hierzu wurden die Werte als Ausreißer festgelegt, die außerhalb der 1,5fachen Boxenlänge lagen.

#### 2.3.3. Graphische Darstellung der Daten und ihrer Verteilung

Die Häufigkeitsverteilung der einzelnen Parameter bei Chinchillas wurde in Histogrammen dargestellt (siehe Abb. 5 bis Abb. 53). Zur Beurteilung des Verlaufs der Häufigkeitsverteilung wurde für jeden Parameter Steilheit und Schiefe berechnet. Die **Steilheit** (Kurtosis, Exzess, Wölbung) ist der Grad der Wölbung einer Verteilung. Besitzt die Kurve eine positive Steilheit, liegt ihr Maximum höher als das der Standardnormalverteilung, das heißt, sie ist spitzer als

die Gauss'sche Glocke. Bei einer negativen Steilheit liegt ihr Maximum tiefer, die Kurve verläuft also flacher als die der Standardnormalverteilung. Die **Schiefe** (Skewness) gibt den Grad der Asymmetrie einer Verteilung wieder. Bei einer positiven Schiefe hat die Häufigkeitskurve den Hauptanteil der Verteilung auf der linken Seite (linkssteil) und läuft rechts aus (rechtsschief), es treten also überwiegend kleine Werte auf. Eine negative Schiefe liegt dagegen bei einer rechtssteilen und linksschiefen Kurve, also bei überwiegend hohen Werten, vor (PEAT & BARTON, 2005).

#### 2.3.4. Bestimmung der Kenngrößen

Charakteristische Kenngrößen wurden berechnet. Das **Minimum** (Min) entspricht dem kleinsten gemessenen Wert, das **Maximum** (Max) dem größten gemessenen Wert. Das **arithmetische Mittel** ( $\bar{x}$ ) ist die Summe aller Werte, geteilt durch die Anzahl dieser Werte. Der **Median** (Zentralwert, Halbwert, M) ist derjenige beobachtete Wert  $x$  auf der Abszisse, an dem die Senkrechte ein Histogramm in zwei Teile mit gleichen Flächen teilt. Die **Standardabweichung** (SD) liefert ein Maß für die durchschnittliche Streuung der Werte um den Mittelwert und entspricht der Wurzel aus dem Mittelwert der quadrierten Abweichung. In der Wurzel wird der Zähler nicht durch die Anzahl der Werte ( $n$ ), sondern durch die um eins verminderte Anzahl der Werte ( $n - 1$ ) geteilt. Die Normalverteilung wurde durch den Vergleich von Median und Mittelwert, sowie mit Hilfe der Schiefe bestimmt (PEAT & BARTON, 2005).

#### 2.3.5. Signifikanztests

Die Abhängigkeit der einzelnen Parameter von Alter und Geschlecht wurde mit Signifikanztests überprüft. Zu jedem Parameter wurde der p-Wert ( $p$ ) berechnet. Als signifikanter Unterschied wurde  $p < 0,05$  festgelegt. Bei den Variablen Alter und Geschlecht wurden jeweils zwei Gruppen unterschieden. Eine weitere Aufteilung der Geschlechter in kastrierte und nicht kastrierte Tiere wurde aufgrund der zu geringen Gruppengrößen (weiblich kastriert 0,6 % (1/156); männlich kastriert 12,2 % (19/156)) nicht durchgeführt.

#### 2.3.6. Bestimmung der Referenzbereiche

Man unterscheidet ein- und zweiseitige Referenzbereiche. Die Auswahl erfolgt je nachdem, ob eine Einschränkung von oben und unten (zweiseitiger Referenzbereich) oder nur von oben (einseitiger Referenzbereich) biologisch

sinnvoll ist. Da biologische Messdaten nur selten einer Normalverteilung im strengen Sinne entsprechen, besteht die Möglichkeit der Transformation der Werte oder des Verzichts auf parametrische Methoden, die eine Normalverteilung voraussetzen. In dieser Studie wurden zunächst drei mögliche Referenzbereiche gegenübergestellt: Range, klassischer Referenzbereich und nichtparametrischer Referenzbereich (KRAFT, 1999) (siehe Tab. 43).

Tab. 43: Die Referenzbereiche Range, klassischer Referenzbereich und nichtparametrischer Referenzbereich im Vergleich

Referenzbereich	Definition
<b>Range</b>	Der Wert entspricht der gesamten Spannweite der Verteilung. Man geht davon aus, dass alle untersuchten Tiere hundertprozentig gesund sind, also einer idealen Population angehören. Daher liegen alle gemessenen Werte innerhalb des Referenzbereiches, der sich vom kleinsten (Min) bis zum größten Wert (Max) erstreckt (KRAFT, 1999).
<b>Klassischer Referenzbereich</b>	Der klassische Referenzbereich gibt die Spanne des Mittelwertes mit doppelter Standardabweichung nach oben und unten wieder. Dieses parametrische Verfahren setzt jedoch eine Normalverteilung der Werte voraus (KRAFT, 1999).
<b>Nichtparametrischer Referenzbereich</b>	Üblicherweise wird hier das 95-%-Perzentil-Intervall (2,5-%- und das 97,5-%-Perzentil) verwendet. Hierzu werden die Daten ranggeordnet, jeweils 2,5 % der größten und kleinsten Messwerte ausgegrenzt und die verbleibenden Daten als Referenzbereich angegeben. Für Parameter, die nur einseitig begrenzt sind, wird das 97,5-%-Perzentil gewählt, also 2,5 % der größten Werte ausgegrenzt (KRAFT, 1999).

Bei der Prüfung auf Normalverteilung zeigte sich, dass die Parameter nicht normalverteilt sind. Deshalb wurde als Referenzbereich der einzelnen Parameter in dieser Studie das 95-%-Perzentil-Intervall gewählt. Zeigten sich zwischen den einzelnen Gruppen eines bestimmten Parameters signifikante Unterschiede ( $p < 0,05$ ) wurden gruppenspezifische Referenzbereiche (nach Alter und Geschlecht) angegeben.

## **IV. ERGEBNISSE**

### **1. Datenverteilung**

Nach erfolgter Datensammlung wurden Ausreißer eliminiert, die Datenverteilung graphisch dargestellt, Kenngrößen bestimmt und Signifikanztests durchgeführt. Aus diesen Daten wurden die Referenzbereiche berechnet.

#### **1.1. Häufigkeitsverteilung und Ausreißer**

Für jeden Parameter wurde die Häufigkeitsverteilung als Histogramm dargestellt. Nach HENRY und REED (1971) konnten folgende Werte als Ausreißer festgelegt und entfernt werden: Monozyten (2,04), ALT (124, 69), AST (734, 385), LDH (4081), CK (4103, 2665), Serumgallensäuren (535,7), Bilirubin (31,35) und Kalium (18,97). Nach der Ausreißereliminierung nach HENRY und REED (1971) wurden weitere Ausreißer bestimmt, indem Boxplots erstellt wurden. Die Ausreißer, die mithilfe der Boxplots und dem Interquartilbereich bestimmt und entfernt wurden, sind in Tabelle 44 aufgelistet. Bei den Parametern basophile Granulozyten (absolute und prozentuale Zahlen) und Retikulozyten musste auf die Eliminierung der Ausreißer nach dem Interquartilbereich verzichtet werden, da diese Parameter als untere physiologische Grenze den Wert „0“ haben.

Tab. 44: Ausreißer, die mit Hilfe des Interquartilbereiches eliminiert wurden  
(Seite 1)

Parameter	Einheit	Anzahl	Ausreißer
<b>Hämatologische Parameter</b>			
<b>MCHC</b>	mmol/l	5	12,2 14,3 14,8 16,0 24,8
<b>MCH</b>	fmol/l	2	0,689 0,741
<b>Differentialblutbild (absolut)</b>			
<b>Lymphozyten</b>	$10^9/l$		
<b>Monozyten</b>	$10^9/l$	4	1,2 1,2 1,14
<b>stabkernige neutrophile Granulozyten</b>	$10^9/l$	3	0,7 0,68 0,68
<b>segmentkernige neutrophile Granulozyten</b>	$10^9/l$	2	8,18 7,5
<b>eosinophile Granulozyten</b>	$10^9/l$	10	0,64 0,62 0,51 0,48 0,44 0,37 0,30 0,29 0,29 0,28
<b>Differentialblutbild (prozentual)</b>			
<b>stabkernige neutrophile Granulozyten</b>	%	2	9,95 9,94
<b>Monozyten</b>	%	4	23,98 21,92 20,03 20,00
<b>eosinophile Granulozyten</b>	%	4	9,98 6,01 5,98 5,03
<b>ALT</b>	IU/l	4	44 33 33 33
<b>GLDH</b>	IU/l	3	7,9 6,2 4,4

Fortsetzung Tab. 44: Ausreißer, die mit Hilfe des Interquartilbereiches eliminiert wurden (Seite 2)

Parameter	Einheit	Anzahl	Ausreißer
<b>Enzyme</b>			
<b>γ-GT</b>	IU/l	7	78 77 65 63 60 44 44
<b>CK</b>	IU/l	6	2062 1559 1373 1256 1168 1133
<b>Lipase</b>	IU/l	5	840 474 396 297 286
<b>Substrate</b>			
<b>Glukose</b>	mmol/l	2	21,05 16,70
<b>Albumin</b>	g/l	1	11,75
<b>Gesamteiweiß</b>	g/l	1	33
<b>Cholesterin</b>	mmol/l	3	9,19 7,95 7,59
<b>Serumgallensäuren</b>	μmol/l	4	233,2 214,5 198,0 148,6
<b>Bilirubin</b>	μmol/l	5	14,52 13,97 11,72 10,28 9,46
<b>Harnstoff</b>	mmol/l	1	18,15
<b>Kreatinin</b>	μmol/l	2	121 121

Fortsetzung Tab. 44: Ausreißer, die mit Hilfe des Interquartilbereiches eliminiert wurden (Seite 3)

Parameter	Einheit	Anzahl	Ausreißer
<b>Elektrolyte</b>			
<b>Magnesium</b>	mmol/l	18	6,27 4,83 4,62 4,40 3,96 3,85 3,85 3,74 3,74 3,74 3,63 3,63 3,63 3,52 3,52 3,30 3,25 0,20
<b>Natrium</b>	mmol/l	4	218,4 107,5 114,0 136,0
<b>Kalium</b>	mmol/l	3	10,14 6,93 8,03
<b>Chlorid</b>	mmol/l	7	159,2 153,0 150,7 149,9 140,7 75,5 84,0

## 1.2. Kenngrößen

Für jeden Parameter wurden Median (M) und nichtparametrischer Referenzbereich (95-%-Perzentil-Intervall) berechnet und in Tab. 46 aufgeführt. Zusätzlich wurden die Kenngrößen x, SD, Range, Steilheit und Schiefe, sowie die Referenzbereiche Range und klassischer Referenzbereich ( $x \pm 2 \text{ SD}$ ) berechnet. Diese Werte sind im Anhang für jeden einzelnen Parameter aufgelistet (siehe Tab. 49). Bestanden für einen bestimmten Parameter signifikante Abhängigkeiten von Alter und/oder Geschlecht, wurden getrennte Referenzbereiche für die entsprechenden Gruppen angegeben (siehe Tab. 47 und Tab. 48).

## 1.3. Abhängigkeiten

Durch Signifikanztests (Mann-Whitney-U-Test) wurde die Abhängigkeit der



einzelnen Parameter von den Variablen Alter und Geschlecht überprüft. Für jeden Parameter wurde der p-Wert (p) errechnet (siehe Tab. 45). Falls eine Abhängigkeit von einer oder mehreren Variablen bestand ( $p < 0,05$ ) wurden separate Referenzwerte erstellt (siehe Tab. 47 und Tab. 48).

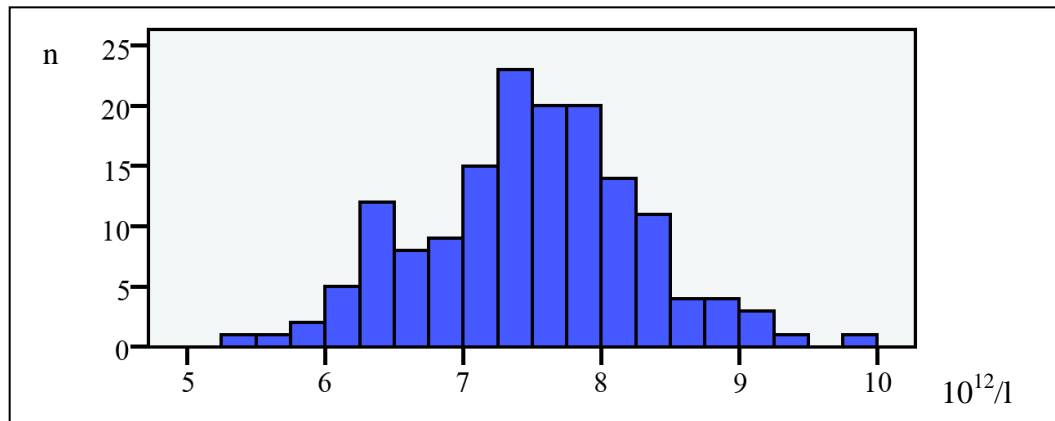


Abb. 5: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Erythrozyten ( $10^{12}/l$ ) bei Chinchillas ( $n = 154$ ) nach Ausreißerelimination

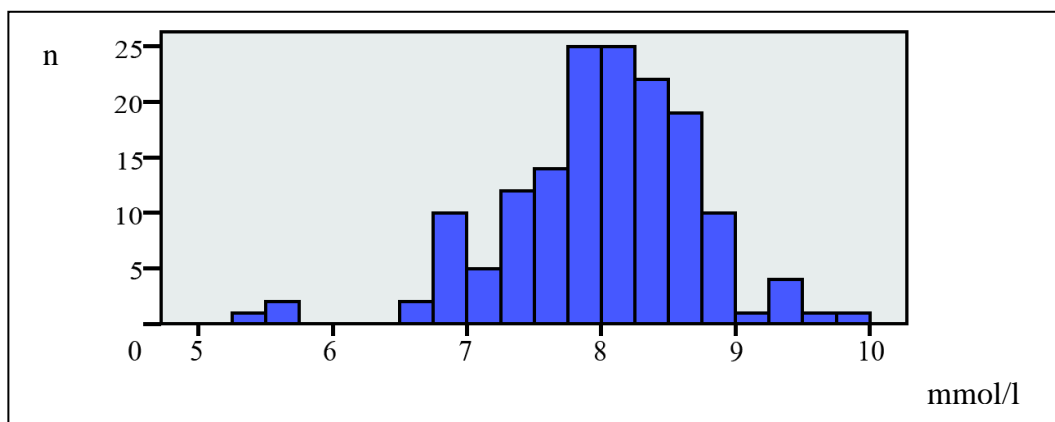


Abb. 6: Häufigkeitsverteilung der Hämoglobinkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas ( $n = 154$ ) nach Ausreißerelimination

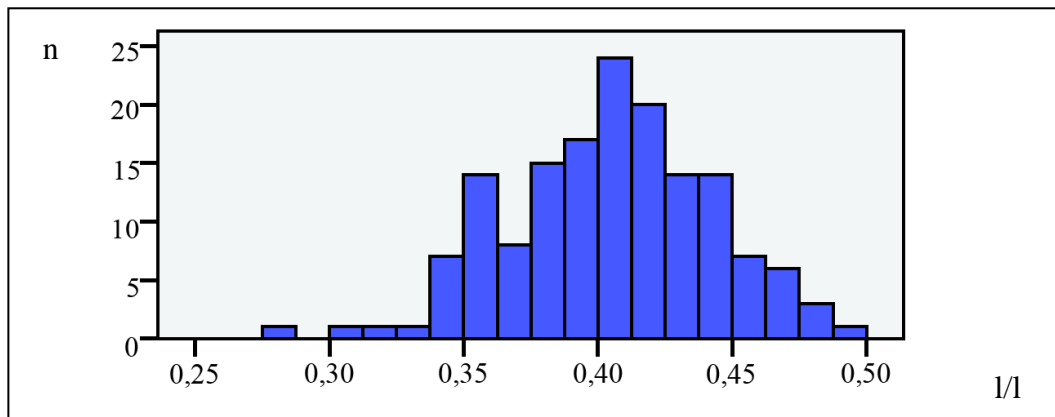


Abb. 7: Häufigkeitsverteilung des Hämatokrits (l/l) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination

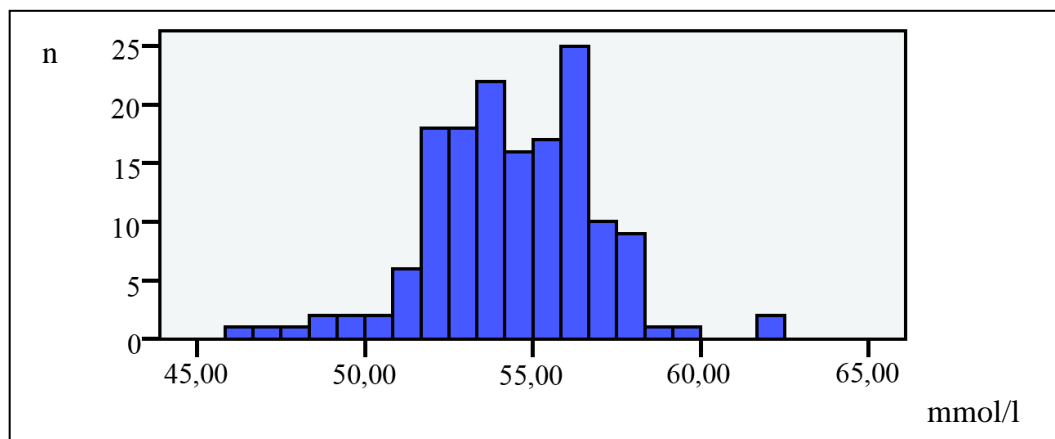


Abb. 8: Häufigkeitsverteilung des mittleren Erythrozytenvolumens (MCV) (mmol/l) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination

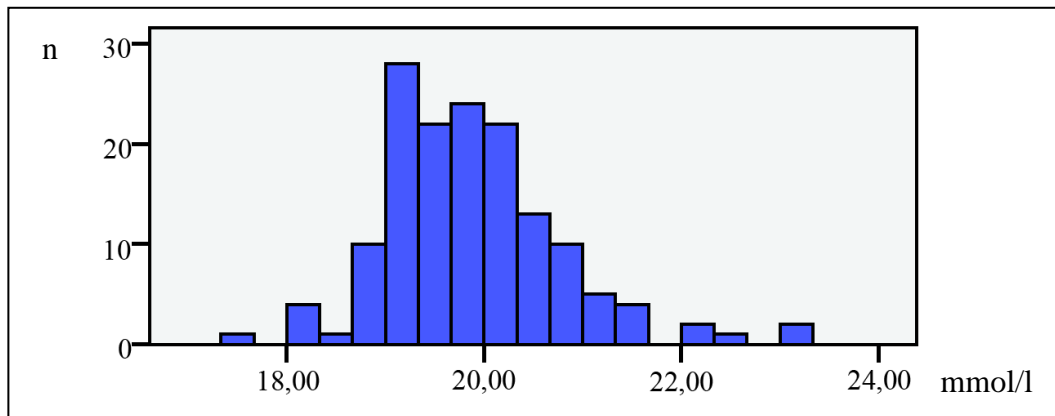


Abb. 9: Häufigkeitsverteilung der mittleren Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten (MCHC) (mmol/l) bei Chinchillas (n = 149) nach Ausreißerelimination

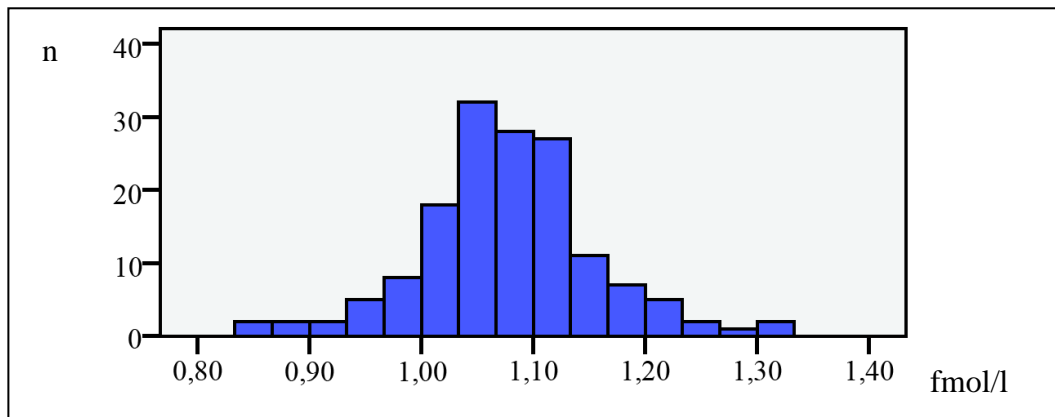


Abb. 10: Häufigkeitsverteilung des mittleren Hämoglobingehaltes der Einzelerythrozyten (MCH) (fmol/l) bei Chinchillas (n = 152) nach Ausreißerelimination

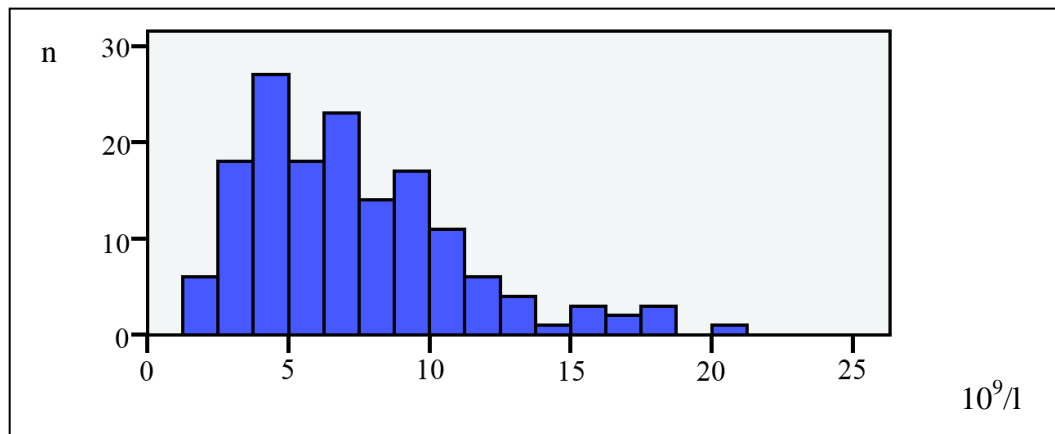


Abb. 11: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Leukozyten gesamt (10<sup>9</sup>/l) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination

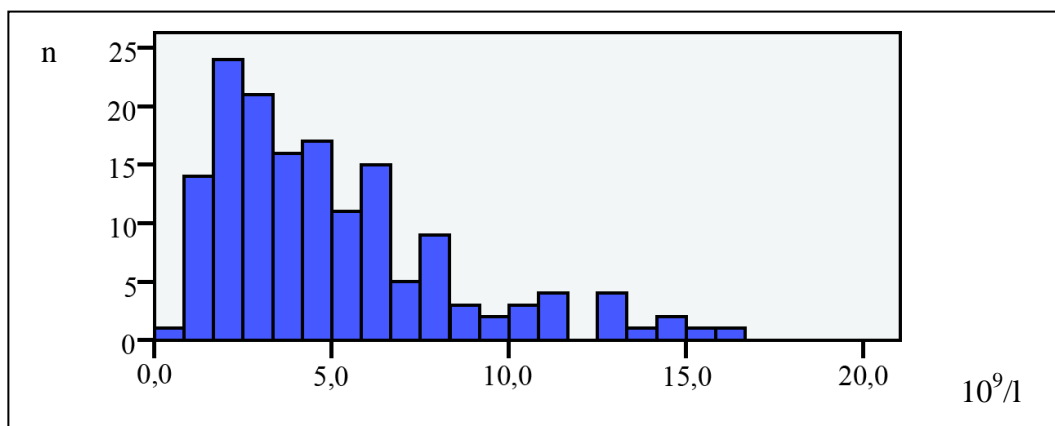


Abb. 12: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Lymphozyten (10<sup>9</sup>/l) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination

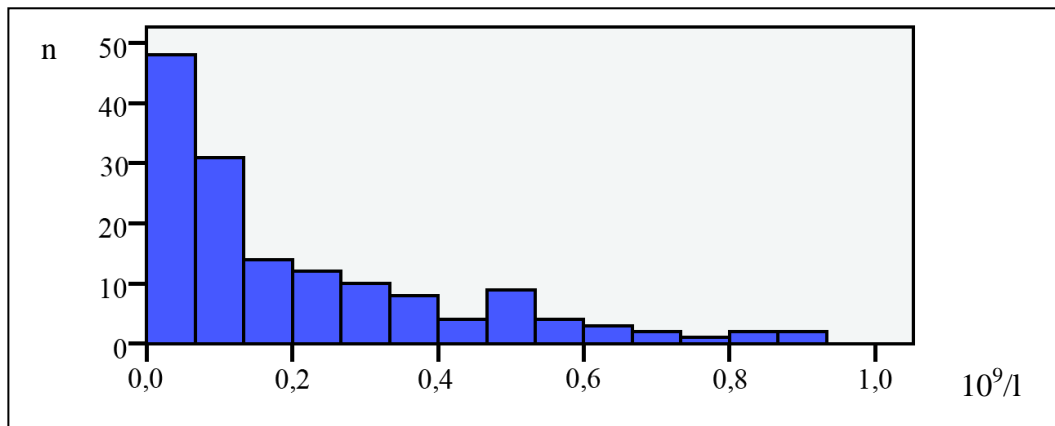


Abb. 13: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Monozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas ( $n = 150$ ) nach Ausreißerelimination

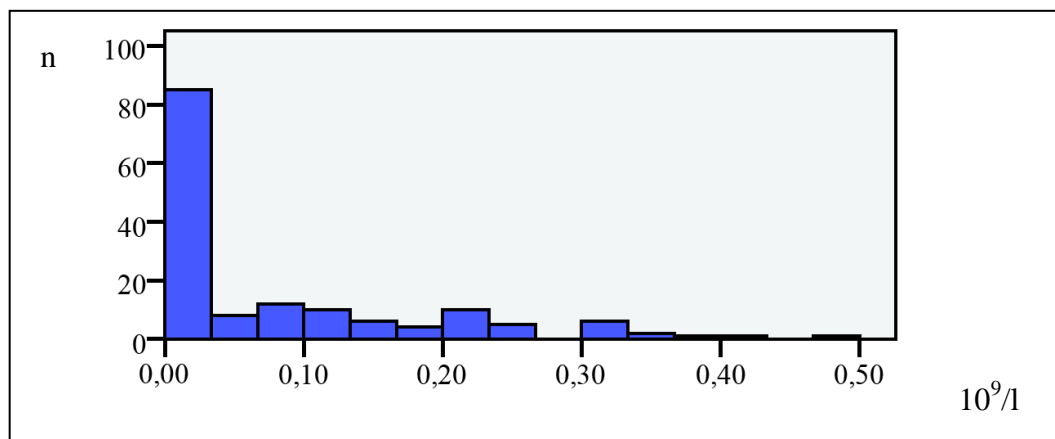


Abb. 14: Häufigkeitsverteilung der Zahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas ( $n = 151$ ) nach Ausreißerelimination

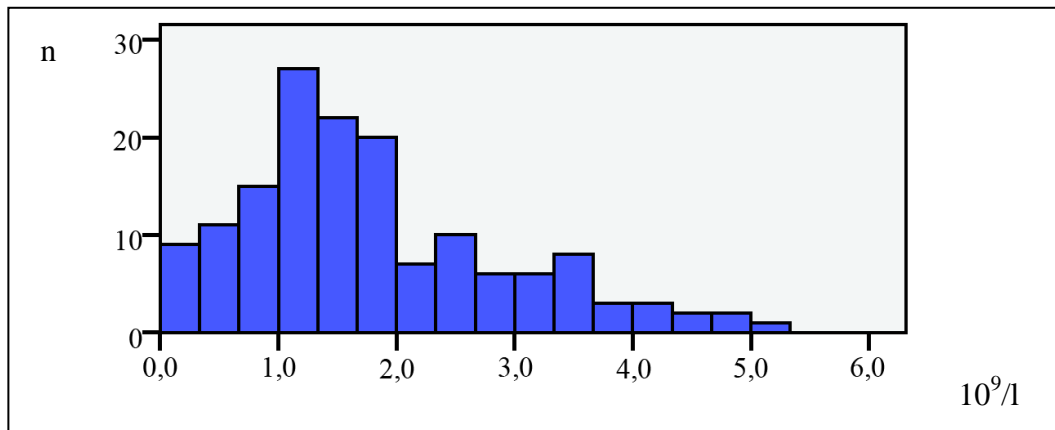


Abb. 15: Häufigkeitsverteilung der Zahl der segmentkernigen neutrophilen Granulozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas ( $n = 152$ ) nach Ausreißerelimination

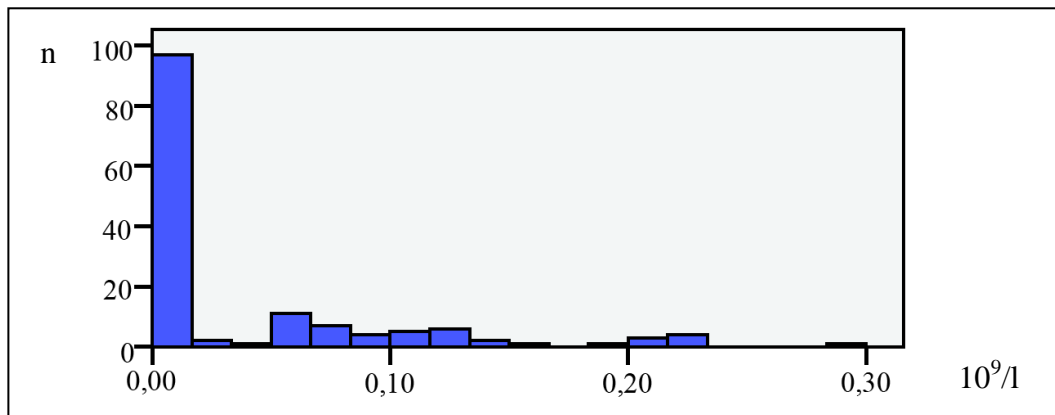


Abb. 16: Häufigkeitsverteilung der Zahl der eosinophilen Granulozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n = 145) nach Ausreißerelimination

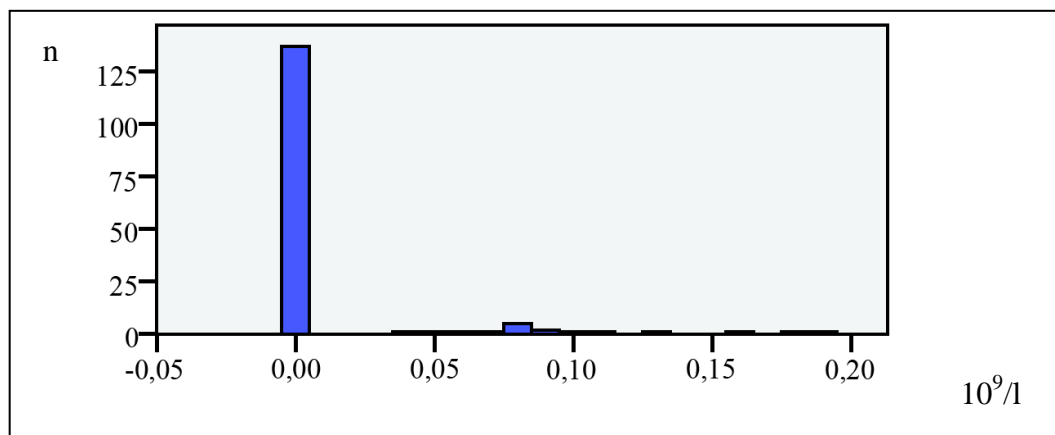


Abb. 17: Häufigkeitsverteilung der Zahl der basophilen Granulozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination

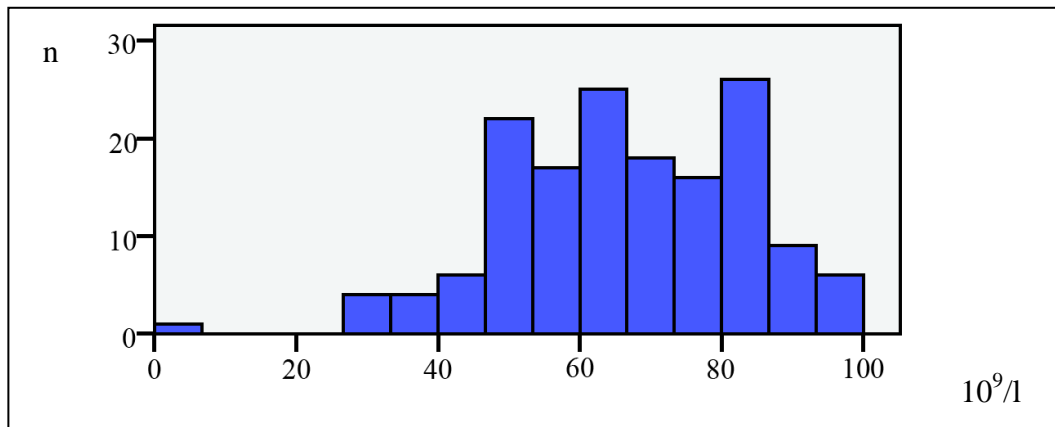


Abb. 18: Häufigkeitsverteilung der Zahl Lymphozyten (%) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination

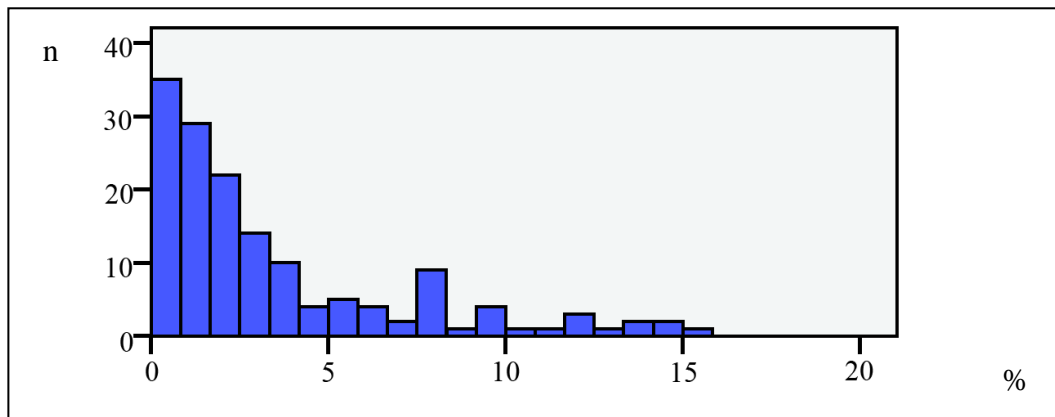


Abb. 19: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Monozyten (%) bei Chinchillas (n = 150) nach Ausreißerelimination

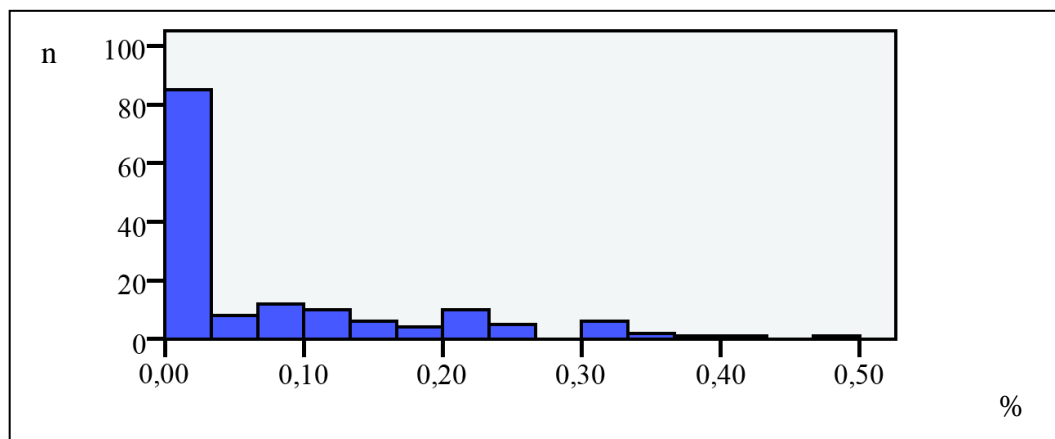


Abb. 20: Häufigkeitsverteilung der Zahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas (n = 152) nach Ausreißerelimination

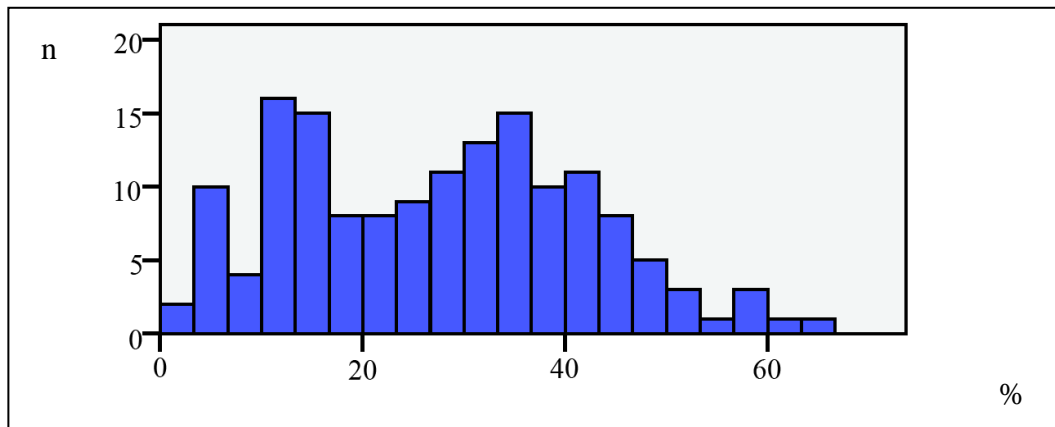


Abb. 21: Häufigkeitsverteilung der Zahl der segmentkernigen neutrophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination

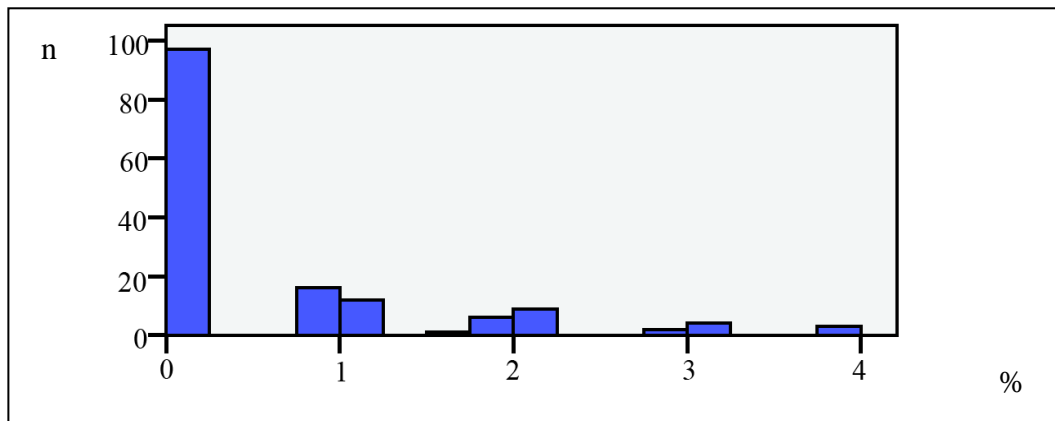


Abb. 22: Häufigkeitsverteilung der Zahl der eosinophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas (n = 150) nach Ausreißerelimination

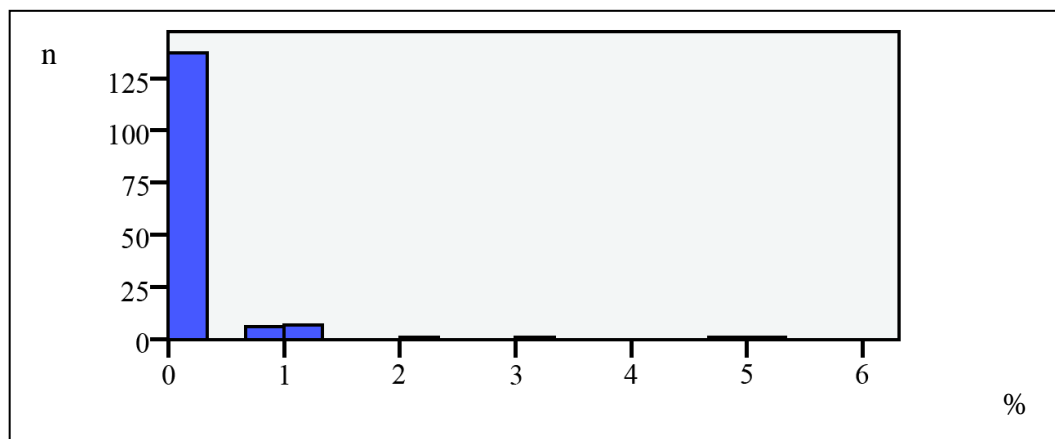


Abb. 23: Häufigkeitsverteilung der Zahl der basophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination

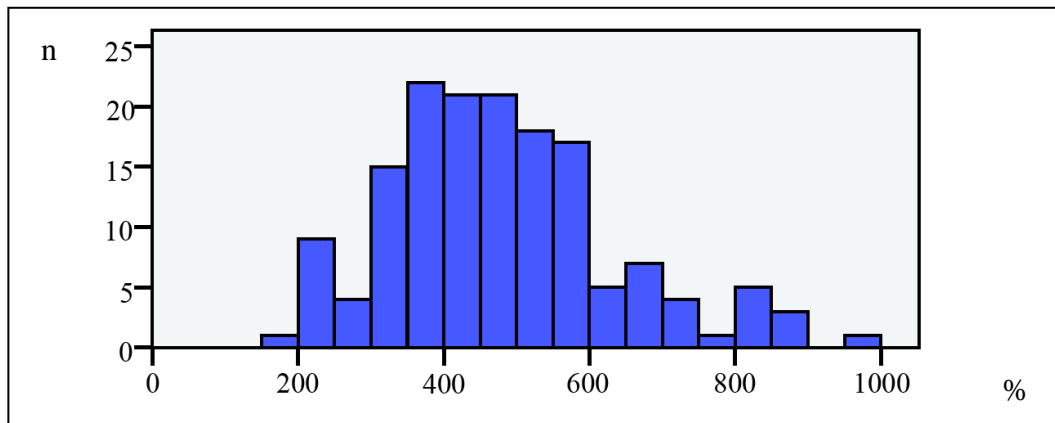


Abb. 24: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Thrombozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination

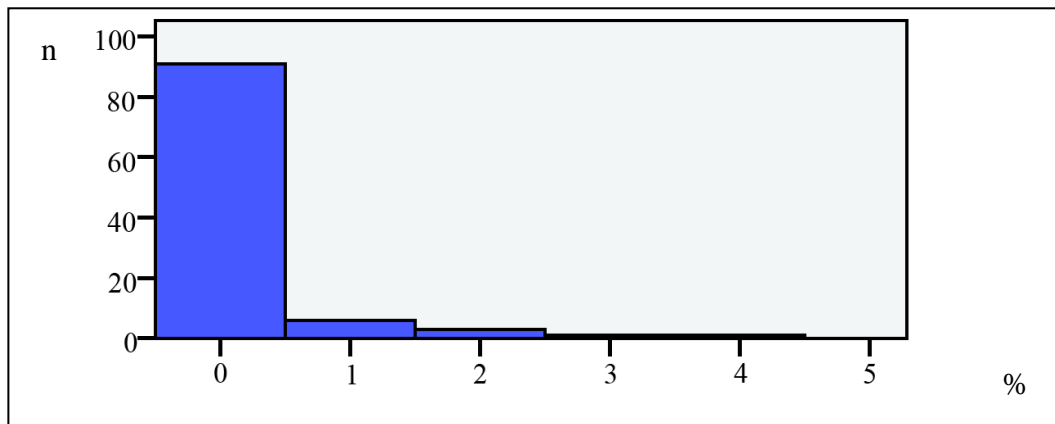


Abb. 25: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Retikulozyten (%) bei Chinchillas (n = 102) nach Ausreißerelimination

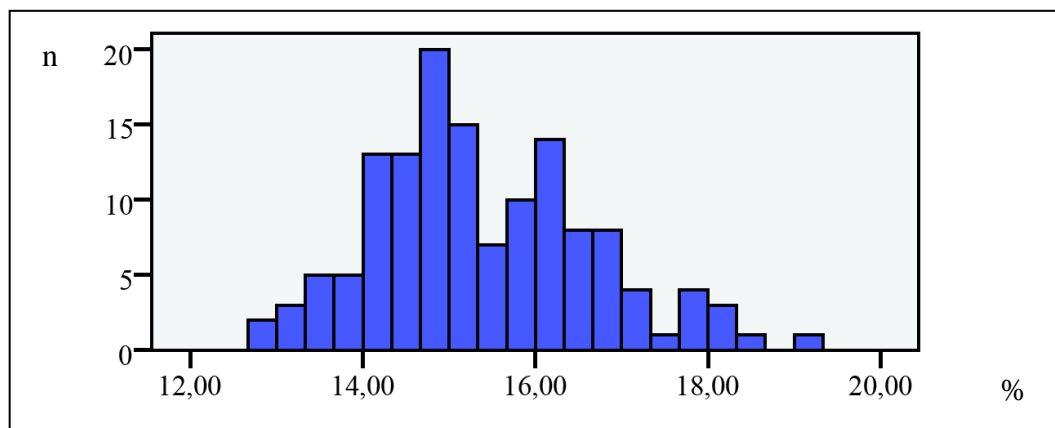


Abb. 26: Häufigkeitsverteilung der Zahl der RDW (%) bei Chinchillas (n = 137) nach Ausreißerelimination

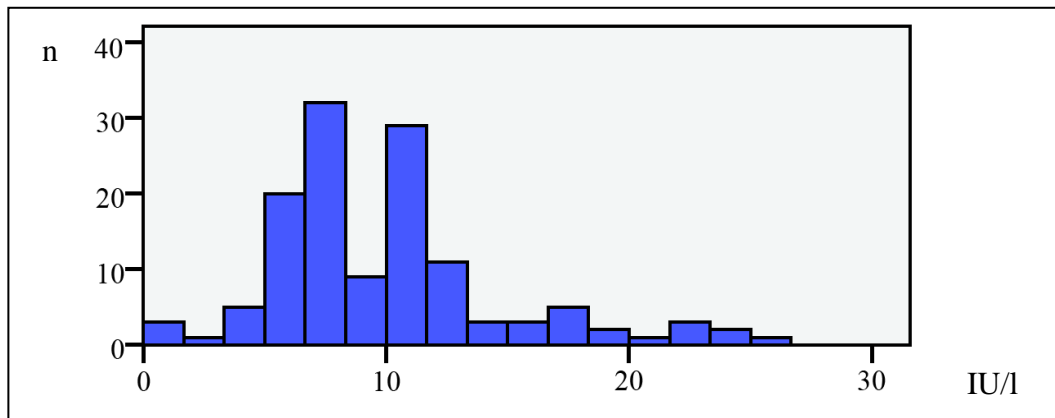


Abb. 27: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Alaninaminotransferase (ALT) (IU/l) bei Chinchillas (n = 130) nach Ausreißerelimination



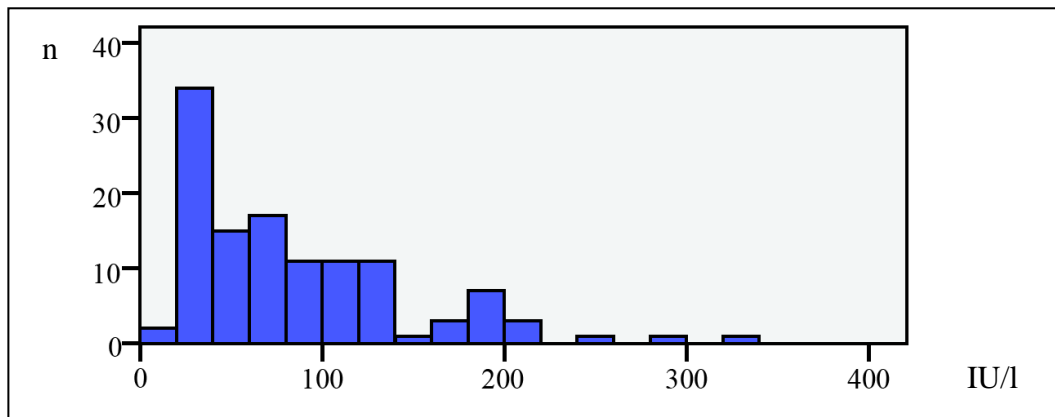


Abb. 28: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der alkalischen Phosphatase (AP) (IU/l) bei Chinchillas (n = 118) nach Ausreißerelimination

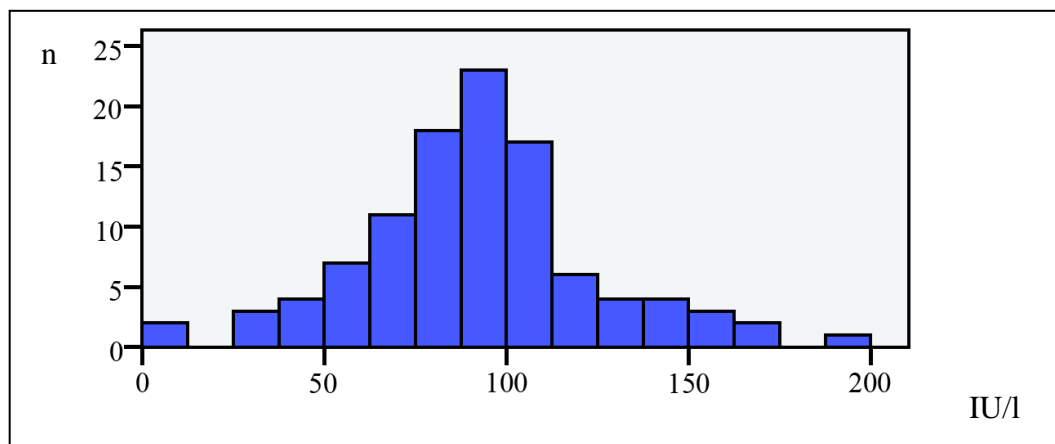


Abb. 29: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Aspartataminotransferase (AST) (IU/l) bei Chinchillas (n = 105) nach Ausreißerelimination

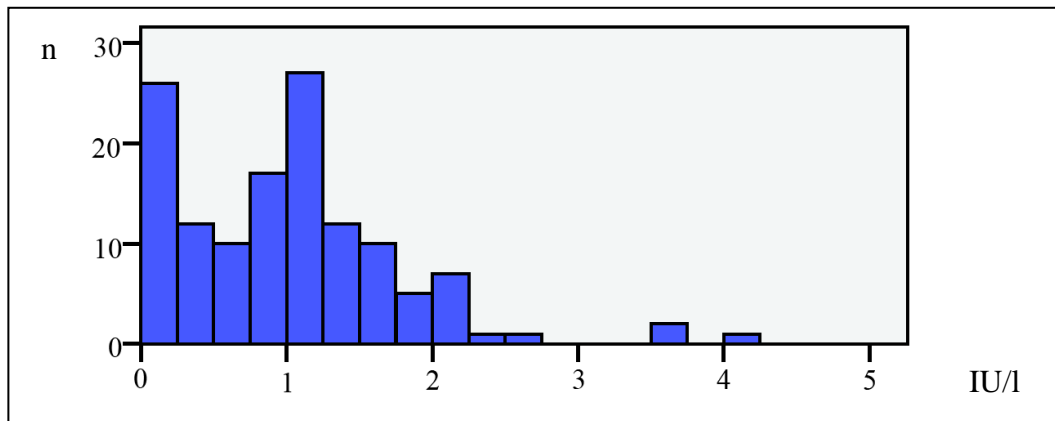


Abb. 30: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Glutamatdehydrogenase (GLDH) (IU/l) bei Chinchillas (n = 131) nach Ausreißerelimination

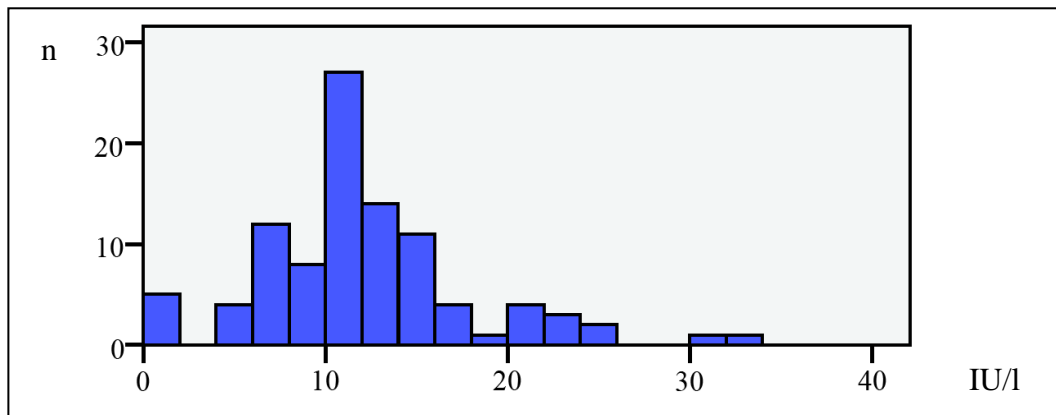


Abb. 31: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der  $\gamma$ -Glutamyltransferase ( $\gamma$ -GT) (IU/l) bei Chinchillas (n = 97) nach Ausreißerelimination

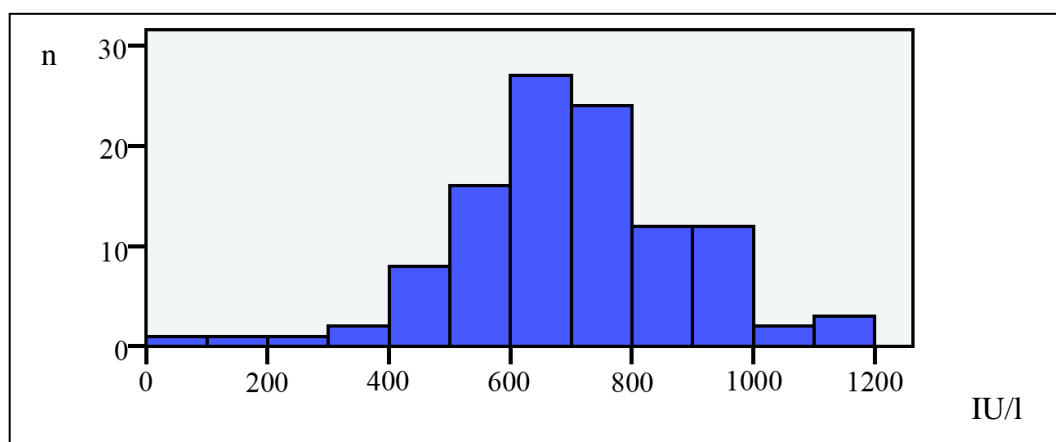


Abb. 32: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Laktatdehydrogenase (LDH) (IU/l) bei Chinchillas (n = 109) nach Ausreißerelimination

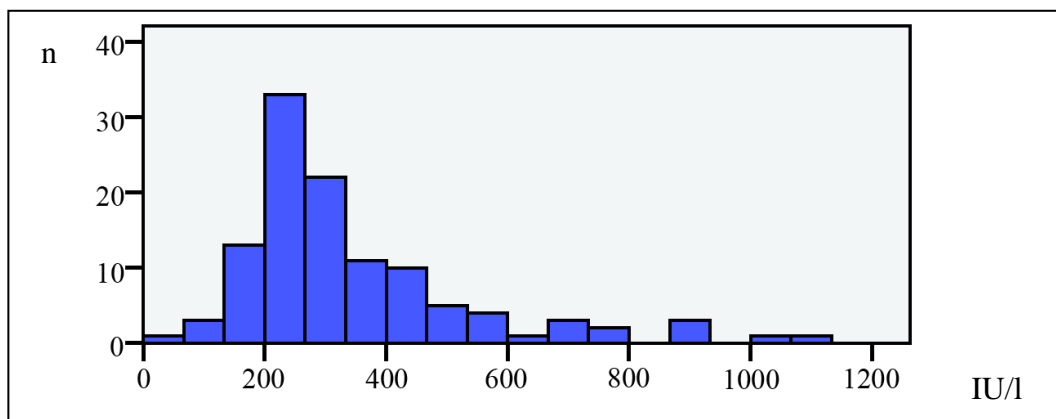


Abb. 33: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Kreatinkinase (CK) (IU/l) bei Chinchillas (n = 113) nach Ausreißerelimination

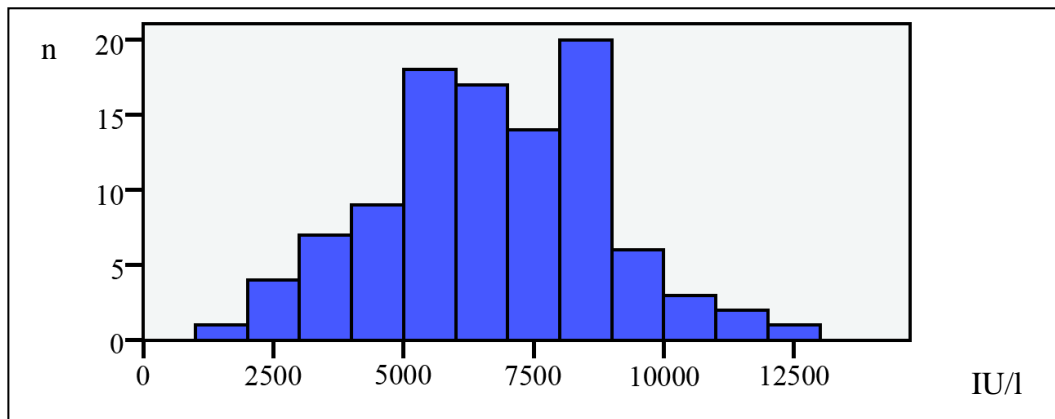


Abb. 34: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Cholinesterase (CHE) (IU/l) bei Chinchillas (n = 102) nach Ausreißerelimination

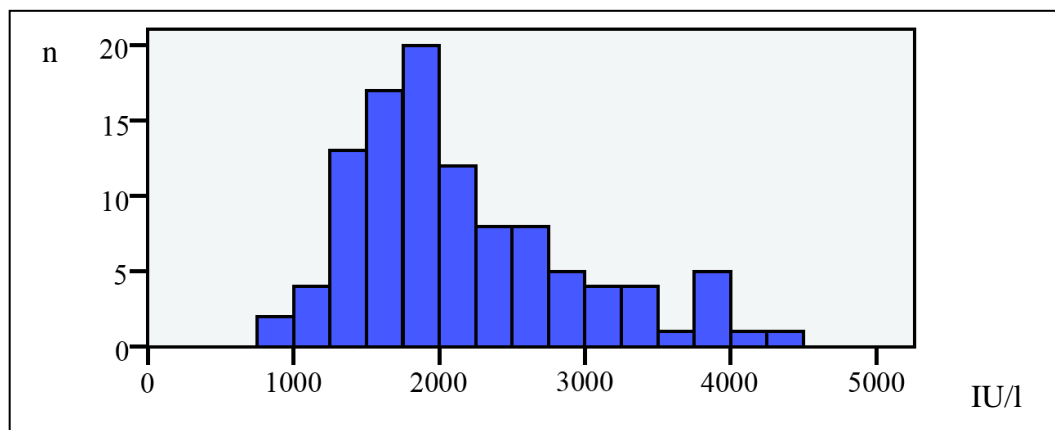


Abb. 35: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der  $\alpha$ -Amylase (IU/l) bei Chinchillas (n = 105) nach Ausreißerelimination

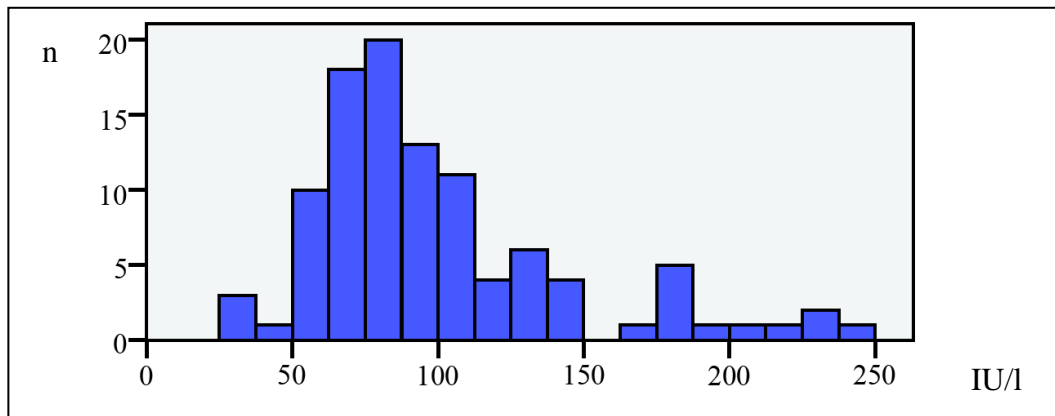


Abb. 36: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Lipase (IU/l) bei Chinchillas (n = 102) nach Ausreißerelimination

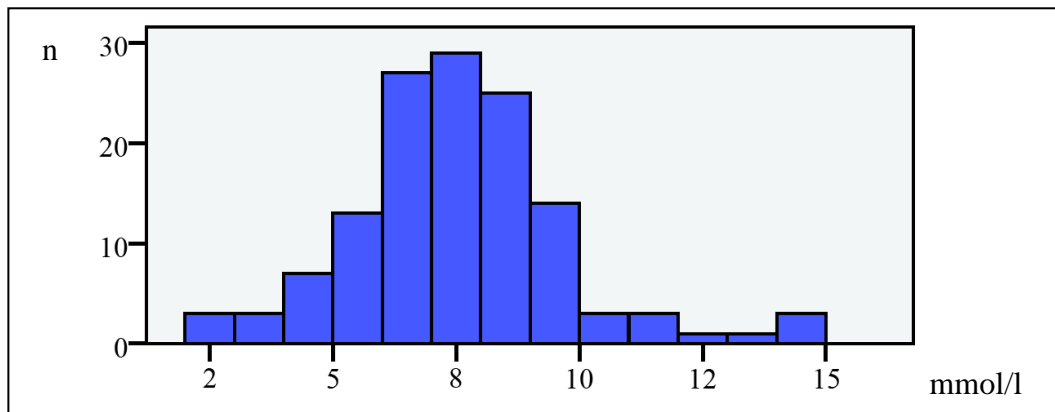


Abb. 37: Häufigkeitsverteilung der Glukosekonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 132) nach Ausreißerelimination

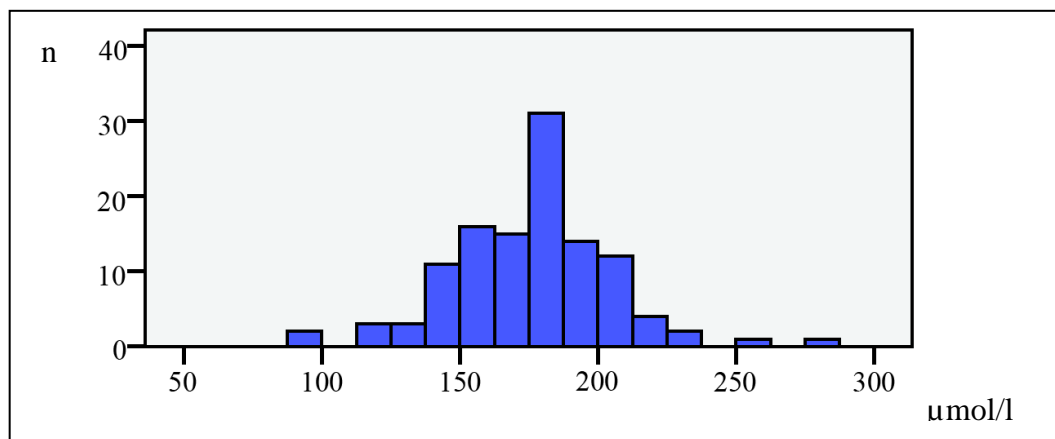


Abb. 38: Häufigkeitsverteilung der Fruktosaminkonzentration (µmol/l) bei Chinchillas (n = 115) nach Ausreißerelimination

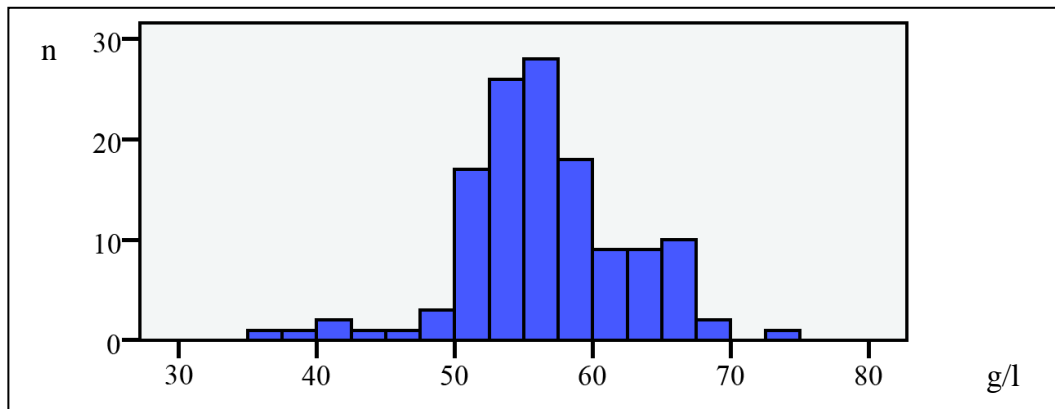


Abb. 39: Häufigkeitsverteilung der Gesamteiweißkonzentration (g/l) bei Chinchillas (n = 129) nach Ausreißerelimination

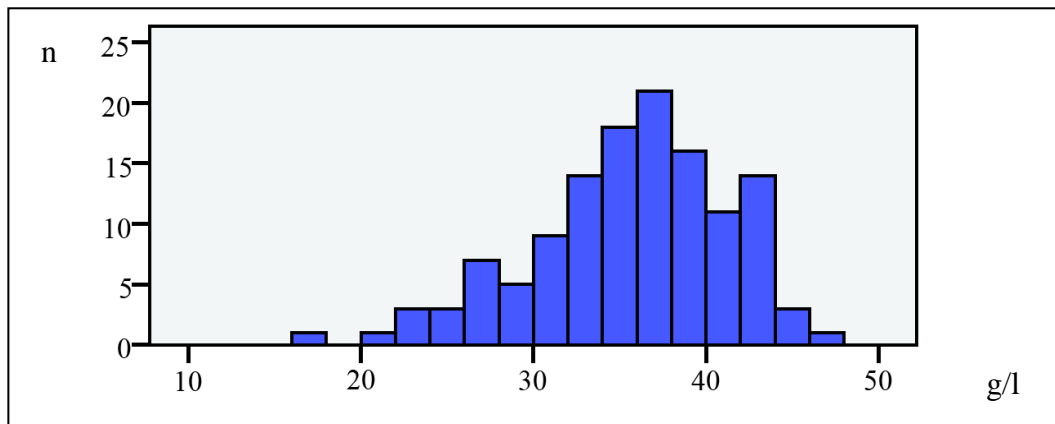


Abb. 40: Häufigkeitsverteilung der Albuminkonzentration (g/l) bei Chinchillas (n = 127) nach Ausreißerelimination

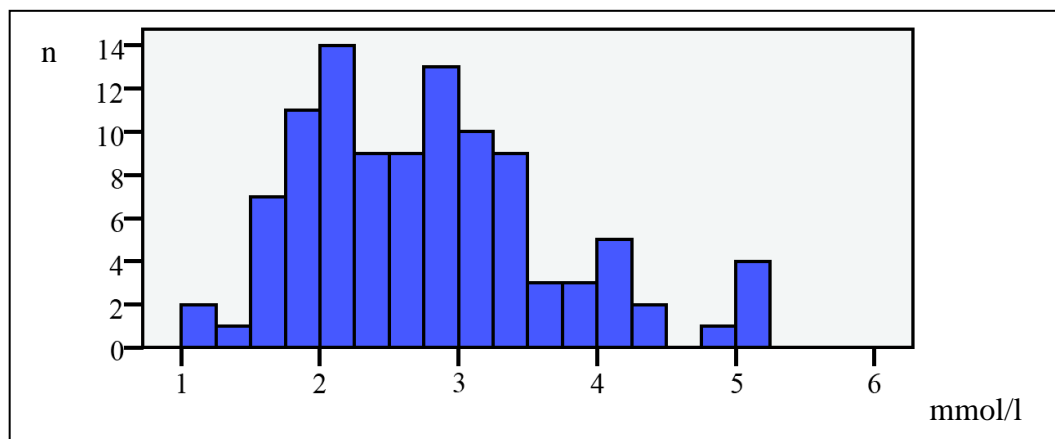


Abb. 41: Häufigkeitsverteilung der Cholesterinkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 103) nach Ausreißerelimination

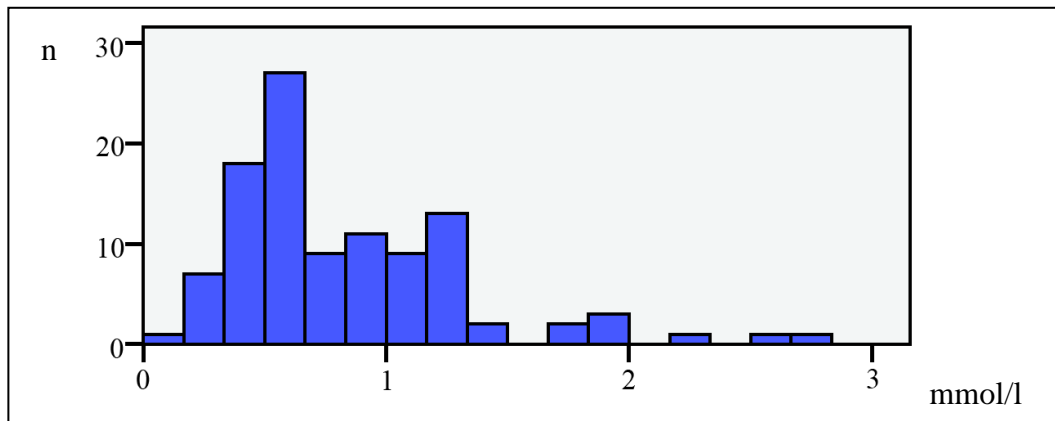


Abb. 42: Häufigkeitsverteilung der Triglyzeridkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 105) nach Ausreißerelimination

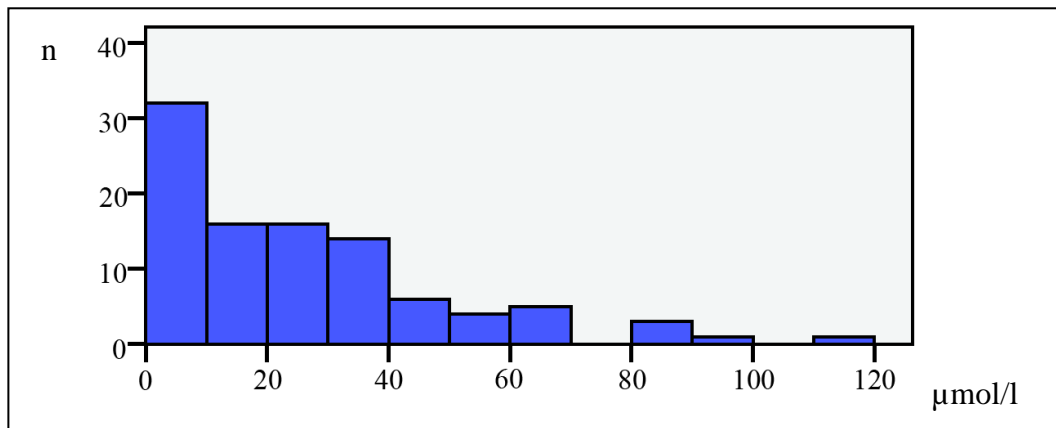


Abb. 43: Häufigkeitsverteilung der Serumgallensäurenkonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ ) bei Chinchillas ( $n = 98$ ) nach Ausreißerelimination

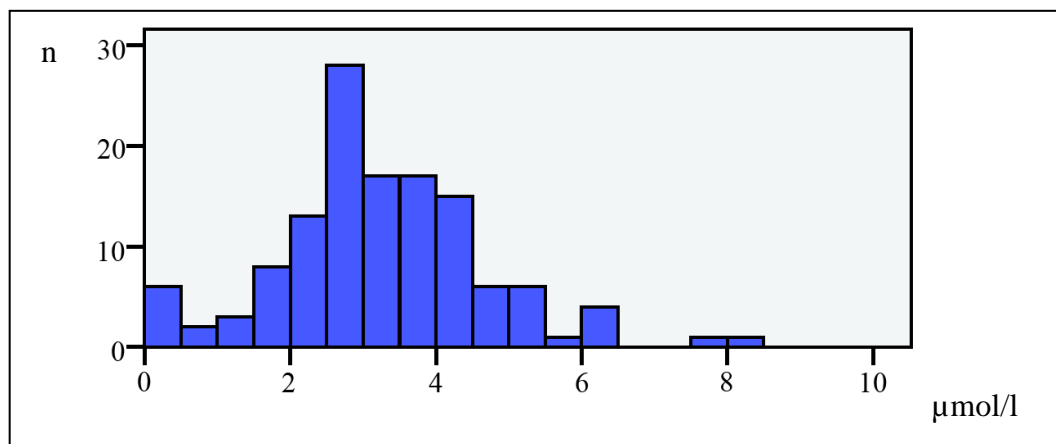


Abb. 44: Häufigkeitsverteilung der Bilirubinkonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ ) bei Chinchillas ( $n = 128$ ) nach Ausreißerelimination

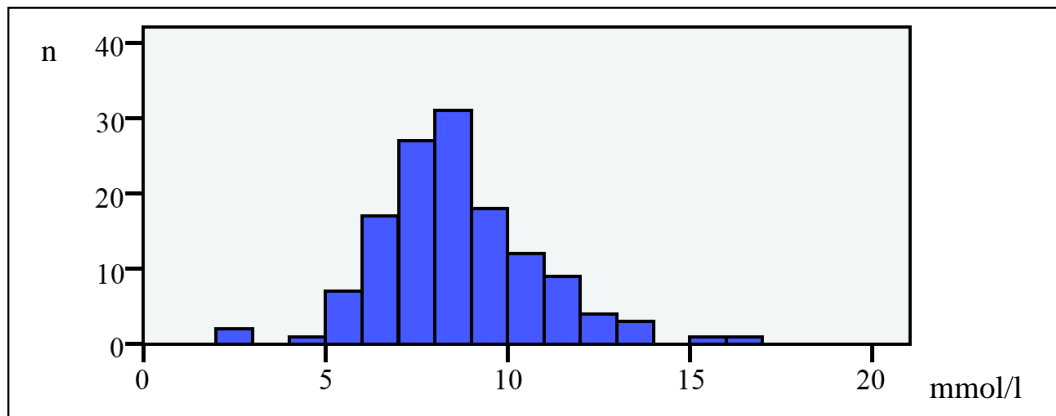


Abb. 45: Häufigkeitsverteilung der Harnstoffkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas ( $n = 133$ ) nach Ausreißerelimination

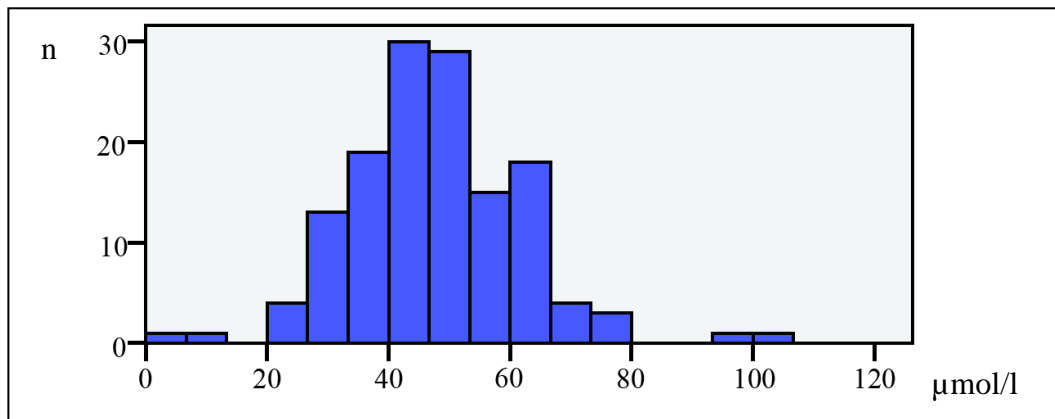


Abb. 46: Häufigkeitsverteilung der Kreatininkonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ ) bei Chinchillas ( $n = 139$ ) nach Ausreißerelimination

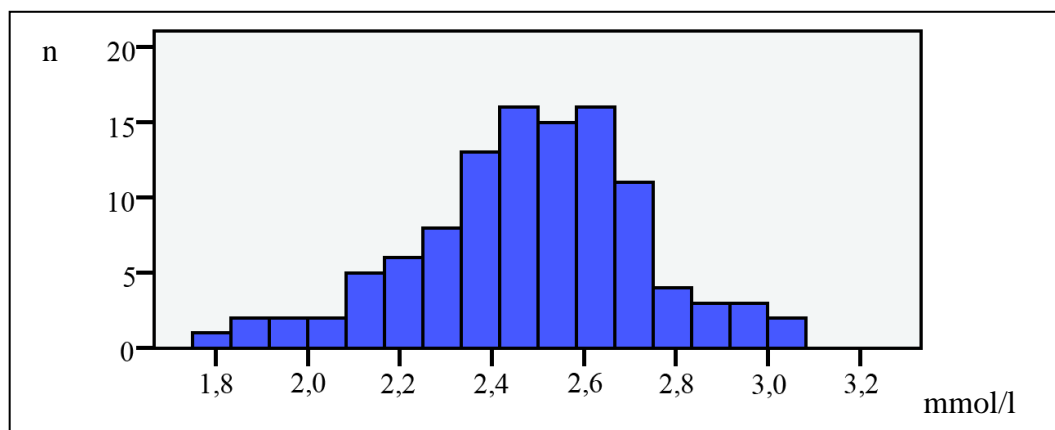


Abb. 47: Häufigkeitsverteilung der Kalziumkonzentration ( $\text{mmol/l}$ ) bei Chinchillas ( $n = 109$ ) nach Ausreißerelimination

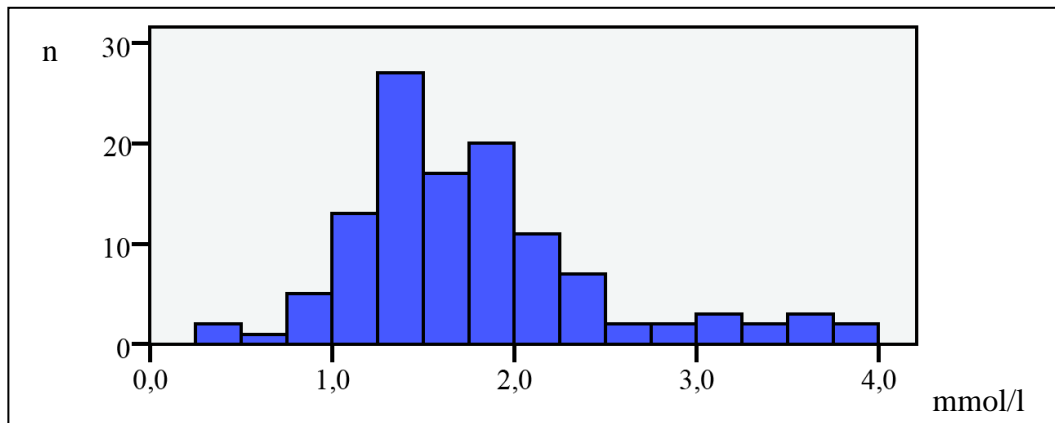


Abb. 48: Häufigkeitsverteilung der Phosphatkonzentration ( $\text{mmol/l}$ ) bei Chinchillas ( $n = 117$ ) nach Ausreißerelimination

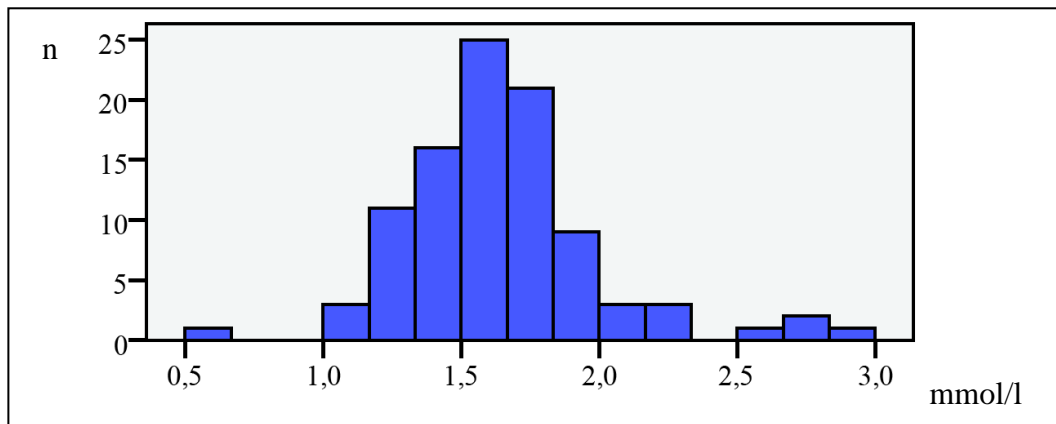


Abb. 49: Häufigkeitsverteilung der Magnesiumkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 96) nach Ausreißerelimination

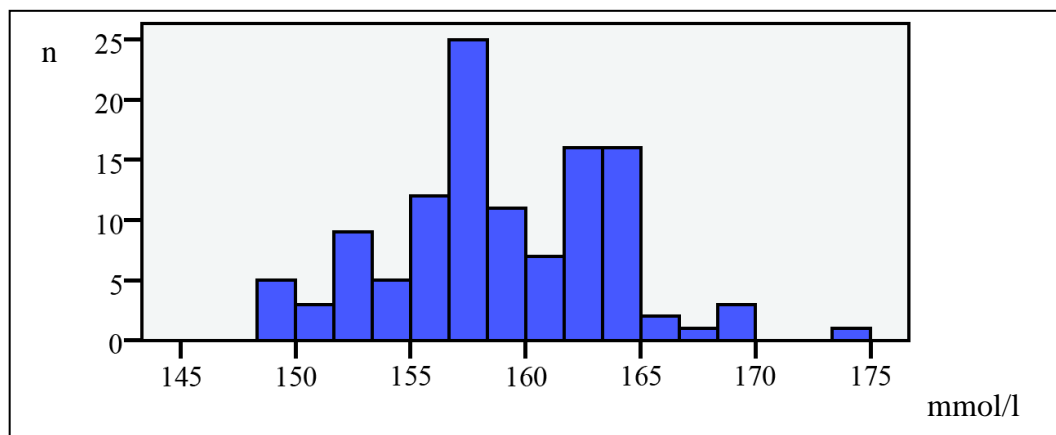


Abb. 50: Häufigkeitsverteilung der Natriumkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 116) nach Ausreißerelimination

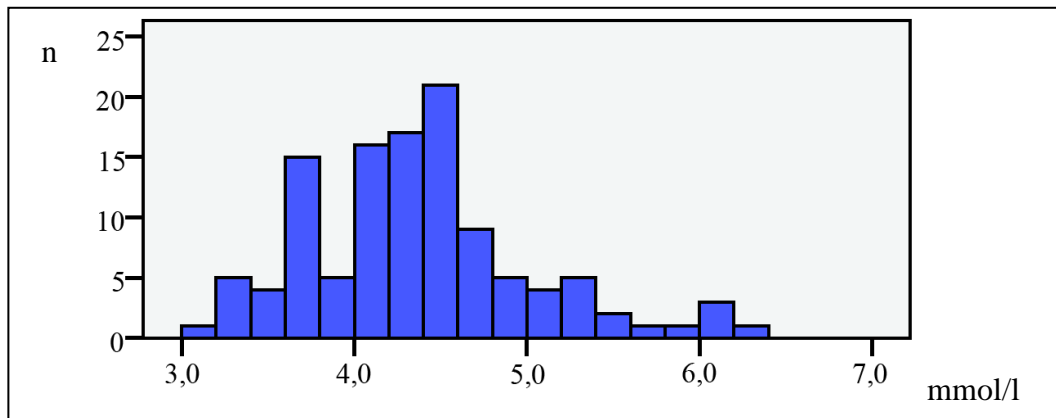


Abb. 51: Häufigkeitsverteilung der Kaliumkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 115) nach Ausreißerelimination



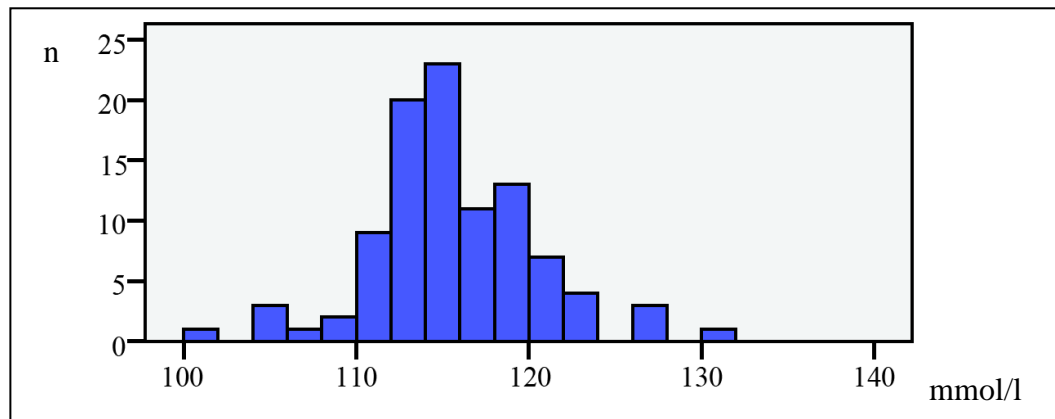


Abb. 52: Häufigkeitsverteilung der Chloridkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 98) nach Ausreißerelimination

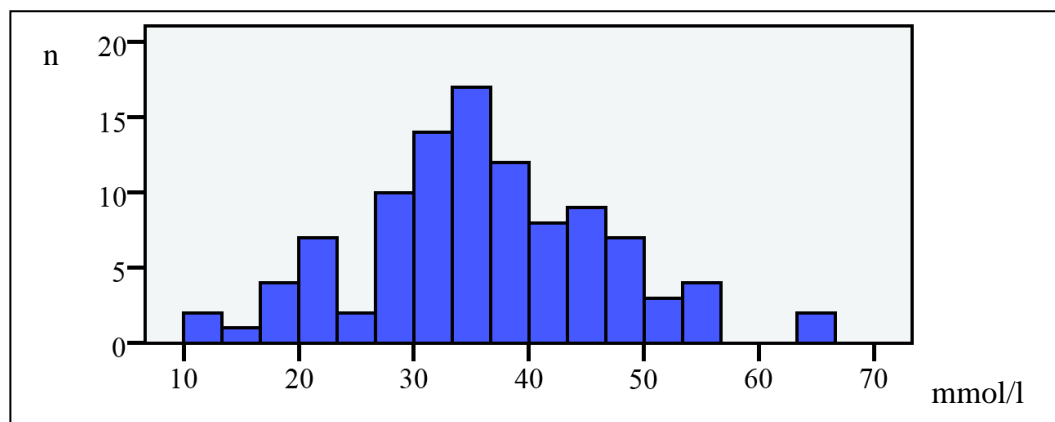


Abb. 53: Häufigkeitsverteilung der Eisenkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 102) nach Ausreißerelimination

Tab. 45: Ergebnis der Signifikanztests für hämatologische Parameter, Enzyme, Substrate und Elektrolyte bei den Variablen Alter ( $\leq 6$  Monate,  $> 6$  Monate), und Geschlecht (Mann-Whitney-U-Test (1 = weiblich, 2 = männlich) (grau unterlegt =  $p < 0,05$ )) (Seite 1)

Parameter	p-Wert (Alter)	p-Wert (Geschlecht)
<b>Hämatologische Parameter</b>		
Erythrozyten	0,651	0,001
Hämoglobin	0,444	0,001
Hämatokrit	0,661	0,008
MCV	0,338	0,020
MCHC	0,383	0,659
MCH	0,944	0,190
Leukozyten	0,007	0,051
Thrombozyten	0,609	0,252
RDW	0,035	0,215
Retikulozyten	0,064	0,145
<b>Differentialblutbild (absolut)</b>		
Lymphozyten	0,002	0,083
Monozyten	0,082	0,689
stabkernige neutrophile Granulozyten	0,226	0,381
segmentkernige neutrophile Granulozyten	0,905	0,488
eosinophile Granulozyten	0,041	0,050
basophile Granulozyten	0,469	0,978
<b>Differentialblutbild (prozentual)</b>		
Lymphozyten	0,006	0,496
Monozyten	0,007	0,812
stabkernige neutrophile Granulozyten	0,768	0,191
segmentkernige neutrophile Granulozyten	0,016	0,561
eosinophile Granulozyten	0,091	0,132
basophile Granulozyten	0,408	0,989
<b>Enzyme</b>		
ALT	0,968	0,612
AP	0,013	0,049
AST	0,631	0,073
GLDH	0,728	0,402
$\gamma$ -GT	0,030	0,683
LDH	0,007	0,001
CK	0,183	0,102
Cholinesterase	0,840	0,904
$\alpha$ -Amylase	0,791	0,007
Lipase	0,521	0,451

Fortsetzung Tab. 45: Ergebnis der Signifikanztests für hämatologische Parameter, Enzyme, Substrate und Elektrolyte bei den Variablen Alter ( $\leq 6$  Monate,  $> 6$  Monate) und Geschlecht (Mann-Whitney-U-Test (1 = weiblich, 2 = männlich) (grau unterlegt = alle  $p < 0,05$ )) (Seite 2)

Parameter	p-Wert (Alter)	p-Wert (Geschlecht)
<b>Substrate</b>		
Glukose	0,149	0,250
Fruktosamin	0,168	0,362
Gesamteiweiß	0,054	0,793
Albumin	0,239	0,024
Cholesterin	0,010	0,179
Triglyzeride	0,017	0,094
Gallensäuren	0,010	0,347
Bilirubin	0,102	0,793
Harnstoff	0,176	0,915
Kreatinin	0,000	0,067
<b>Elektrolyte</b>		
Kalzium	0,561	0,060
Phosphat	0,005	0,681
Magnesium	0,107	0,107
Natrium	0,964	0,227
Kalium	0,300	0,638
Chlorid	0,892	0,488
Eisen	0,175	0,568

## 2. Referenzbereiche

In Tab. 46 sind der nichtparametrische Referenzbereich (95-%-Perzentil-Intervall) und der Median für die untersuchten Chinchillas aufgelistet. Wenn bei einem Parameter für die Variablen Alter oder Geschlecht im Signifikanztest ein p-Wert  $< 0,05$  errechnet wurde, wurden separate Referenzbereiche für die verschiedenen Gruppen erstellt (siehe Tab. 47 und 48). Die Zahlenwerte wurden gerundet, soweit dies sinnvoll war.

Tab. 46: Referenzbereiche für hämatologische Parameter, Enzyme, Substrate und Elektrolyte (95-%-Perzentil-Intervall) ohne Berücksichtigung von Abhängigkeiten (Abh.) (A = altersabhängig; G = geschlechtsabhängig) (Seite 1)

Parameter	Abh.	Einheit	Median	95-%-Perzentil-Intervall
<b>Hämatologische Parameter</b>				
<b>Erythrozyten</b>	G	10 <sup>12</sup> /l	7,51	5,82 – 9,15
<b>Hämoglobin</b>	G	mmol/l	8,05	6,49 – 9,46
		g/dl	12,97	10,46 – 15,24
<b>Hämatokrit</b>	G	l/l	0,41	0,33 – 0,48
		%	41	33 – 48
<b>MCV</b>	G	fl	54,30	48,65 – 58,99
<b>MCHC</b>		mmol/l	19,70	18,18 – 22,33
		g/dl	31,74	29,29 – 35,97
<b>MCH</b>		fmol/l	1,07	0,90 – 1,27
		pg	17,24	14,49 – 20,45
<b>Thrombozyten</b>		10 <sup>9</sup> /l	460	208 – 867
<b>Leukozyten</b>	A	10 <sup>9</sup> /l	6,74	2,09 – 17,60
<b>RDW</b>	A	%	15,20	13,20 – 18,30
<b>Retikulozyten</b>		%	0	0,00 – 1,80
<b>Differentialblutbild (absolut)</b>				
<b>Lymphozyten</b>	A	10 <sup>9</sup> /l	4,42	1,20 – 14,35
<b>Monozyten</b>		10 <sup>9</sup> /l	0,11	0,00 – 0,81
<b>stabkernig neutrophile Granulozyten</b>		10 <sup>9</sup> /l	0,00	0,00 – 0,36
<b>segmentkernig neutrophile Granulozyten</b>		10 <sup>9</sup> /l	1,57	0,17 – 4,56
<b>eosinophile Granulozyten</b>	A	10 <sup>9</sup> /l	0,00	0,00 – 0,22
<b>basophile Granulozyten</b>		10 <sup>9</sup> /l	0,00	0,00 – 0,09
<b>Differentialblutbild (prozentual)</b>				
<b>Lymphozyten</b>	A	%	66,01	30,75 – 94,14
<b>Monozyten</b>	A	%	1,98	0,00 – 14,19
<b>stabkernig neutrophile Granulozyten</b>		%	0,00	0,00 – 6,02
<b>segmentkernig neutrophile Granulozyten</b>	A	%	27,97	4,04 – 58,16
<b>eosinophile Granulozyten</b>		%	0,00	0,00 – 3,25
<b>basophile Granulozyten</b>		%	0,00	0,00 – 1,03

Fortsetzung Tab. 46: Referenzbereiche für hämatologische Parameter, Enzyme, Substrate und Elektrolyte (95-%-Perzentil-Intervall) ohne Berücksichtigung von Abhängigkeiten (Abh.) (A = altersabhängig; G = geschlechtsabhängig) (Seite 2)

Parameter	Abh.	Einheit	Median	95-%-Perzentil-Intervall
<b>Enzyme</b>				
ALT		IU/l	9,0	1,6 – 23,5
AP	A, G	IU/l	72,5	21,5 – 247,0
AST		IU/l	89,0	19,4 – 166,1
GLDH		IU/l	1,0	0,0 – 3,2
$\gamma$ -GT	A	IU/l	11	0 – 28
LDH	A, G	IU/l	692	261 – 1108
CK		IU/l	281	116 – 938
CHE		IU/l	6718	2172 – 11447
$\alpha$ -Amylase	G	IU/l	1884	1051 – 3991
Lipase		IU/l	87	35,3 – 233,55
<b>Substrate</b>				
Glukose		mmol/l	7,48	2,92 – 13,80
		mg/dl	134,67	52,61 – 248,62
Fruktosamin		$\mu$ mol/l	176	119 – 233
Gesamteiweiß		g/l	56,1	40,98 – 67,63
Albumin	G	g/l	36,23	22,75 – 44,86
Cholesterin	A	mmol/l	2,65	1,23 – 5,15
		mg/dl	102,46	47,63 – 199,12
Triglyzeride	A	mmol/l	0,66	0,25 – 2,34
		mg/dl	57,75	21,79 – 204,84
Serumgallensäuren	A	$\mu$ mol/l	21,6	1,0 – 91,9
Bilirubin		$\mu$ mol/l	3,17	0,00 – 6,46
		mg/dl	0,19	0,00 – 0,38
Harnstoff		mmol/l	8,39	5,02 – 13,49
		mg/dl	50,39	30,15 – 81,02
Kreatinin	A	$\mu$ mol/l	47	22 – 77
		mg/dl	0,53	0,25 – 0,87

Fortsetzung Tab. 46: Referenzbereiche für hämatologische Parameter, Enzyme, Substrate und Elektrolyte (95-%-Perzentil-Intervall) ohne Berücksichtigung von Abhängigkeiten (Abh.) (A = altersabhängig; G = geschlechtsabhängig) (Seite 3)

Parameter	Abh.	Einheit	Median	95-%-Perzentil-Intervall
<b>Elektrolyte</b>				
<b>Kalzium</b>		mmol/l	2,48	1,87 – 2,96
		mg/dl	9,94	7,50 – 11,86
<b>Phosphat</b>	A	mmol/l	1,66	0,59 – 3,71
		mg/dl	5,14	1,83 – 11,49
<b>Magnesium</b>		mmol/l	1,60	1,00 – 2,75
		mg/dl	3,89	2,43 – 6,69
<b>Natrium</b>		mmol/l	158	150 – 169
<b>Kalium</b>		mmol/l	4,30	3,29 – 6,10
<b>Chlorid</b>		mmol/l	115	105 – 126
<b>Eisen</b>		µmol/l	35,40	14,41 – 59,20

Tab. 47: Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) und Median (()) = Median) altersabhängiger Parameter (wenn  $p < 0,05$ )

Parameter	Einheit	≤ 6 Monate	> 6 Monate
<b>Hämatologische Parameter</b>			
<b>Leukozyten</b>	$10^9/l$	3,66 – 20,30 (9,87)	2,01 – 17,33 (6,51)
<b>RDW</b>	%	13,30 – 18,50 (14,60)	13,20 – 18,28 (15,25)
<b>Lymphozyten</b>	$10^9/l$	2,06 – 16,44 (6,29)	1,10 – 13,89 (3,84)
<b>eosinophile Granulozyten</b>	$10^9/l$	0,00 – 0,20 (0,05)	0,00 – 0,22 (0,00)
<b>Lymphozyten</b>	%	50,00 – 94,02 (78,49)	29,87 – 94,55 (64,96)
<b>Monozyten</b>	%	0,00 – 15,05 (0,98)	0,00 – 13,98 (2,04)
<b>segmentkernige neutrophile Granulozyten</b>	%	3,04 – 47,98 (17,53)	4,06 – 58,58 (30,41)
<b>Enzyme</b>			
<b>AP</b>	IU/l	28 - 200 (118)	16 – 259 (64)
<b>γ-GT</b>	IU/l	1 - 12 (10)	0 – 30 (11)
<b>LDH</b>	IU/l	517 - 1133 (883)	232,98 – 1069,1 (685,5)
<b>Substrate</b>			
<b>Cholesterin</b>	mmol/l	1,10 – 4,43 (1,75)	1,61 – 5,16 (2,83)
<b>Triglyzeride</b>	mmol/l	0,33 – 2,18 (0,45)	0,23 – 2,33 (0,76)
<b>Serumgallensäuren</b>	μmol/l	1,0 – 27,0 (7,6)	1,1 – 94,8 (22,3)
<b>Kreatinin</b>	μmol/l	23 - 58 (38)	22 – 77 (48)
<b>Elektrolyte</b>			
<b>Phosphat</b>	mmol/l	1,66 – 3,96 (2,12)	0,53 – 3,58 (1,55)

Tab. 48: Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) und Median (()) = Median) geschlechtsabhängiger Parameter (wenn  $p < 0,05$ )

Parameter	Einheit	männlich	weiblich
<b>Hämatologische Parameter</b>			
<b>Erythrozyten</b>	$10^{12}/l$	6,10 – 9,67 (7,82)	5,75 – 8,48 (7,37)
<b>Hämoglobin</b>	mmol/l	6,09 – 9,65 (8,34)	5,98 – 8,86 (7,94)
<b>Hämatokrit</b>	l/l	0,33 – 0,49 (0,41)	0,32 – 0,48 (0,40)
<b>MCV</b>	fl	47,58 – 58,50 (53,75)	48,73 – 61,42 (54,95)
<b>Enzyme</b>			
<b>AP</b>	IU/l	5 – 242 (100)	19 – 291 (63)
<b>LDH</b>	IU/l	212 – 1131 (743)	203 – 1083 (645)
<b><math>\alpha</math>-Amylase</b>	IU/l	1356 - 4014 (2091)	901 – 4109 (1764)
<b>Substrate</b>			
<b>Albumin</b>	g/l	23,82 – 46,08 (37,14)	20,37 – 43,61 (35,31)



## V. DISKUSSION

Es sind zahlreiche Methoden und Punktionsstellen für die **Blutabnahme** beim Chinchilla beschrieben. In dieser Studie erfolgte die Blutabnahme aus der *V. saphena lateralis*. Sie ist ohne Narkose unter Praxisbedingungen gut vor dem Besitzer zu punktieren. Die Punktion der *V. saphena lateralis* liefert, im Gegensatz zur Punktion der *V. femoralis*, *V. cephalica*, *V. auricularis*, dorsalen Penisvene, lateralen Abdominalvene (TAPPA et al., 1989), zum Anritzen der Ohrvene oder der Schwanzhaut (EGEN & ERNST, 2001) oder veralteten Methoden wie dem Abschneiden der Krallen (MC CLURE, 1999) oder der Schwanzspitze (JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA, 1987), eine ausreichende Blutmenge bei einmaliger Punktion. Andere Blutentnahmetechniken, die vor allem zu Versuchszwecken eingesetzt werden, wie die Herzpunktion (STRIKE, 1970), die Punktion des retroorbitalen Venensinus (BROOKHYSER et al., 1977), des transversalen Venensinus (BOETTCHER et al., 1990; PAOLINI et al., 1993) oder der *V. cava cranialis* (DONNELLY & BROWN, 2004) sind nur unter Narkose durchführbar und gelten als risikoreich (SPANNL & KRAFT, 1988; DONNELLY & BROWN, 2004).

Zur Darstellung der **Häufigkeitsverteilung** wurden nach Ausreißerelimination Histogramme erstellt (siehe Abb. 5 bis Abb. 53). Zur Beurteilung einer Normalverteilung wurden Median und Mittelwert verglichen, und die Schiefe wurde betrachtet. Eine Schiefe kleiner als -1 lag bei der Häufigkeitsverteilung des Parameters Hkt vor. Bei diesem Parameter befanden sich also der Großteil der Werte im hohen Messbereich. Eine Schiefe zwischen -0,1 und -1 hatten die Häufigkeitsverteilungen der Parameter Hb, Lymphozyten (prozentuale Zahlen), LDH, CHE, Gesamteiweiß, Albumin und Ca. Bei diesen Parametern lagen also viele Werte im hohen Messbereich. Eine Schiefe zwischen -0,1 und 0,1, und somit annähernd eine Normalverteilung, lag bei keinem der Parameter vor. Eine Schiefe zwischen 0,1 und 1, und somit überwiegend Werte im niedrigen Messbereich, hatten die Häufigkeitsverteilungen der Parameter Erythrozytenzahl, MCHC, MCH, Thrombozyten, RDW, absolute und prozentuale Zahlen von segmentkernigen Granulozyten, AST,  $\gamma$ -GT,  $\alpha$ -Amylase, Glukose, Fruktosamin, Cholesterin, Bilirubin, Harnstoff, Kreatinin, Mg, Na, K, Cl und Fe. Eine Schiefe über 1, und somit die meisten Werte im niedrigen Messbereich, hatten die

Häufigkeitsverteilungen der Parameter Leukozyten, Retikulozyten, absolute Zahlen von Lymphozyten, absolute und prozentuale Zahlen von Monozyten, stabkernigen neutrophilen, eosinophilen und basophilen Granulozyten, ALT, AP, GLDH, CK, Lipase, Triglyzeride, Serumgallensäuren und P. Es lag oft eine sehr große Abweichung von der Normalverteilung vor.

Da alle Parameter von einer Normalverteilung abwichen, und einige Parameter, wie die basophilen Granulozyten oder auch einige Enzyme, als physiologischen Wert „0“ haben, wurde für die Erstellung der **Referenzbereiche** das 95%-Perzentil gewählt. Zur Erstellung von Referenzbereichen ist es wichtig, vor der Berechnung Ausreißer zu identifizieren und zu eliminieren. Zuerst wurden Ausreißer nach HENRY und REED (1971) bestimmt. In dieser Studie wurden elf Einzelwerte mit dieser Methode als Ausreißer erkannt. Anschließend wurden weitere Ausreißer mit Hilfe des Interquartilbereichs eliminiert, wodurch zusätzlich 61 Einzelwerte von der Auswertung ausgeschlossen wurden (siehe Tab. 44). So konnten Messfehler und pathologische Werte aus der Berechnung der Referenzbereiche eliminiert werden. In dieser Studie konnten labordiagnostische Referenzbereiche für 49 Blutparameter bei gesunden Heimtier-Chinchillas unterschiedlichen Signalements erstellt werden. Dies wurde unter Praxisbedingungen mit in Deutschland standardmäßig verwendeten Labormethoden durchgeführt und mit den Angaben in der Literatur verglichen.

Im **roten Blutbild** ist die hohe Anzahl an Erythrozyten auffällig.

Der in dieser Studie ermittelte Referenzbereich für die **Erythrozytenzahl** lag bei  $5,82 - 9,15 \times 10^{12}/l$ , der Median bei  $7,51 \times 10^{12}/l$ . Dies entspricht den Ergebnissen von CASELLA (1963a), STRIKE (1970), FOX und Mitarbeitern (1984), SPANNL & KRAFT (1988) und EIDMANN (1992). JOHNSON (1950), NEWBERNE (1953), KITTS und Mitarbeiter (1971), JAKUBOW und Mitarbeiter (1984), GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeiter (1985) und SILVA und Mitarbeiter (2005) beschrieben niedrigere Erythrozytenzahlen. KRAFT (1959) und EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) erhielten höhere Erythrozytenzahlen. Eine Erklärung hierfür liegt wahrscheinlich in der Blutentnahmetechnik. Laut CASELLA (1963a) kommt es bei der Herzpunktion durch Stimulation der hämatopoetischen Gewebe zur vermehrten Freisetzung weißer und roter Blutzellen. Narkose (COLLETTE & MERIWETHER, 1965) und Blutentnahmetechnik (KITTS et al., 1971) beeinflussen die Höhe des Hkts und

der Erythrozytenzahl.

In der vorliegenden Studie zeigte die Erythrozytenzahl eine Geschlechtsabhängigkeit. Männliche Chinchillas hatten statistisch signifikant höhere Erythrozytenzahlen als weibliche Tiere. Dies entspricht den Ergebnissen von CASELLA (1963a), STRIKE (1970) und JAKUBOW und Mitarbeitern (1984). Laut den Ergebnissen von JOHNSON (1950) und KRAFT (1959) haben weibliche Chinchillas höhere Erythrozytenzahlen. Als Ursache für die abweichenden Ergebnisse können unterschiedliche zur Auswertung verwendete statistische Methoden und die geringen Tierzahlen der genannten Studien gesehen werden. Eine Altersabhängigkeit der Erythrozytenzahl beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Der in dieser Studie ermittelte Referenzbereich für die **Hb-Konzentration** lag bei 6,49 – 9,46 mmol/l, der Median bei 8,05 mmol/l. Dies entspricht den Ergebnissen von NEWBERNE (1953), CASELLA (1963a), KRAFT (1959), JAKUBOW und Mitarbeitern (1984) und SPANNL und KRAFT (1988). STRIKE (1970), EIDMANN (1992) und EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) erhielten niedrigere Werte. KITTS und Mitarbeiter (1971), FOX und Mitarbeiter (2005) und SILVA und Mitarbeiter (2005) nannten höhere Werte. Eine Erklärung hierfür lässt sich wie bei der Erythrozytenzahl in der Blutentnahmetechnik finden, da die Verwendung von Anästhesien einen Einfluss auf die Hb-Konzentration hat (COLLETTE & MERIWETHER, 1965).

In der vorliegenden Studie bestand eine Geschlechtsabhängigkeit der Hb-Konzentration. Männliche Chinchillas hatten statistisch signifikant höhere Hb-Konzentrationen als weibliche Tiere. Dies entspricht den Ergebnissen von JAKUBOW und Mitarbeitern (1984). Laut CASELLA (1963a) bestand kein Geschlechtsunterschied, STRIKE (1970) gab einen gleichen Median für beide Geschlechter an, allerdings hatten die männlichen Chinchillas eine etwas weitere Spanne der Hb-Konzentration. Das Berechnen eines Durchschnittswertes der Ergebnisse von KRAFT (1959) ergab bei weiblichen Chinchillas einen etwas höheren Wert. Die Ursache der abweichenden Ergebnisse kann wie bei der Erythrozytenzahl an Narkose (COLLETTE & MERIWETHER, 1965) und Blutentnahmetechnik (KITTS et al., 1971) liegen. Eine Altersabhängigkeit der Hb-Konzentration beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Der in dieser Studie ermittelte Referenzbereich für den **Hkt** lag bei 0,33 – 0,48 l/l, der Median bei 0,41 l/l. Dies entspricht den Ergebnissen von STRIKE (1970), KITTS und Mitarbeitern (1971), FOX und Mitarbeitern (1984), GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeitern (1985), SPANNL und KRAFT (1988), EIDMANN (1992) und EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005). JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) erhielten einen höheren Hkt. Die Werte von SILVA und Mitarbeitern (2005) aus der Gruppe der Tiere, die betäubt wurden, ergab ähnliche Werte, die Tiere bei denen die Blutabnahme unmittelbar auf die Tötung folgte zeigten einen niedrigeren Hkt. SILVA und Mitarbeiter (2005) erwähnen als Ursache, dass die Fixation zur Narkosemittelinjektion für die das Handling nicht gewohnten Tiere Stress auslöste. Durch Stress steigt der Blutdruck und es findet eine Kontraktion der Milz statt (COLLETTE & MERIWETHER, 1965). Diese Vorgänge können Änderungen des Hkts von bis zu 30 % verursachen (WEISS & TVEDTEN, 2006).

Die vorliegende Studie zeigte eine Geschlechtsabhängigkeit des Hkts. Der Hkt lag bei männlichen Chinchillas statistisch signifikant höher als bei weiblichen Tieren. JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) erhielten für beide Geschlechter einen identischen Median, aber die weiblichen Tiere weisen eine etwas weitere Standardabweichung auf. Da in dieser Studie männliche Chinchillas eine statistisch signifikant höhere Erythrozytenzahl aufweisen als weibliche Tiere, zeigt sich auch beim Hkt ein statistisch signifikant höherer Wert. Eine Altersabhängigkeit des Hkt beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Die **Erythrozytenindizes** von Chinchillas entsprechen denen von anderen Tierarten weitgehend.

Der Referenzbereich für den **MCV** lag in dieser Studie bei 48,65 – 58,99 fl, der Median bei 54,30 fl. Dies entspricht den Ergebnissen von EIDMANN (1992). JAKUBOW und Mitarbeiter (1984), GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeiter (1985) und SILVA und Mitarbeiter (2005) erhalten weit höhere Werte. Die Differenz in der Studie von SILVA und Mitarbeitern (2005) ergibt sich daraus, dass nur männliche Chinchillas in die Auswertung genommen wurden, und laut der in dieser Studie berechneten Abhängigkeiten eine Geschlechtsabhängigkeit des MCV besteht. Da der MCV steigt, wenn viele junge Erythrozyten vorhanden sind (KRAFT et al., 2005), kann auch die weite Altersspanne der Tiere dieser Studie zu Abweichungen des MCV im Vergleich zu

früheren Studien führen (siehe Tab. 49).

Für den MCV bestand in dieser Studie eine Geschlechtsabhängigkeit. Der MCV ist bei männlichen Chinchillas statistisch signifikant höher als bei weiblichen Tieren. Auch JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) kommen zu diesem Ergebnis. Die in dieser Studie erstellten Referenzbereiche für die einzelnen Gruppen liegen allerdings sehr nahe am Gesamtreferenzbereich. Die weiblichen Chinchillas zeigten eine etwas höhere Obergrenze. Diese Differenz ist daher für die Praxis nicht relevant. Eine Altersabhängigkeit des MCV beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für den **MCHC** lag in dieser Studie bei 18,18 – 22,33 mmol/l, der Median bei 19,70 mmol/l. JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) erhalten niedrigere MCHC-Werte, SILVA und Mitarbeiter (2005) nennen bei den nur männlichen beprobten Tieren einen höheren MCHC. Ein erhöhter MCHC kann auf Fehler im Labor oder bei der Probenentnahme hinweisen (WEISS & TVEDTEN, 2006). Eine Abhängigkeit des MCHC beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für den **MCH** lag in dieser Studie bei 0,90 – 1,27 fmol/l, der Median bei 1,07 fmol/l. Dieses Ergebnis ist vergleichbar mit den Angaben von EIDMANN (1992). JAKUBOW und Mitarbeiter (1984) fanden bei männlichen Tieren einen höheren MCH als bei weiblichen Chinchillas, und nannten insgesamt einen höheren Median als in der vorliegenden Studie. SILVA und Mitarbeiter (2005) erhielten deutlich niedrigere Werte. Eine Abhängigkeit des MCH beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **Erythrozyten-Verteilungsspanne (RDW)** lag in dieser Studie bei 13,2 – 18,3 %, der Median bei 15,2 %. In der Literatur gibt es bisher keine Angaben für das Chinchilla oder andere Meerschweinchenverwandte. Eine Geschlechtsabhängigkeit der Erythrozyten-Verteilungsspanne beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht, aber eine Altersabhängigkeit. Jungtiere zeigten eine statistisch signifikant höhere RDW als adulte Chinchillas. Die Ursache hierfür liegt in der physiologischen Jungtieranämie (HARPER et al., 2003; BULGIN et al., 1970). Junge Erythrozyten sind größer und führen somit zu einer Verbreiterung des Erythrogramms (KRAFT et al., 2005). Dies lässt auch eine Altersabhängigkeit des MCV mit höheren Werten bei Jungtieren vermuten,

die in dieser Studie aber nicht auftrat. Laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) ist das Auftreten von Makrozyten frühzeitiger an einer Verbreiterung des Erythrogramms (RDW) zu erkennen, als an der Zunahme des MCV. Somit scheinen die Erythrozyten bei den in dieser Studie verwendeten Jungtieren mit einem Alter ab acht Wochen bereits weitgehend ausgereift zu sein, so dass sie zwar eine höhere RDW als die adulten Tiere aber keinen höheren MCV zeigten.

Der Referenzbereich für die **Retikulozytenzahl** lag in dieser Studie bei 0,0 – 1,8 %, der Median bei 0,0 %. Diese Werte entsprechen weitgehend dem von STRIKE (1970) angegebenen Bereich, allerdings lag sein Median höher. In dieser Studie bestand keine Abhängigkeit der Retikulozytenzahl beim Chinchilla von Alter und Geschlecht.

Die **Thrombozytenzahl** in dieser Studie lag bei  $208 - 867 \times 10^9/l$ , der Median bei  $460 \times 10^9/l$ . Der ermittelte Bereich stimmt in etwa mit dem von CASELLA (1963b) überein. DOUGHERTY (1966) gab einen geringgradig niedrigeren Median an. STRIKE (1970) und FOX und Mitarbeiter (1984) nannten eine niedrigere untere Referenzbereichsgrenze als in der vorliegenden Studie. EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) gaben einen Bereich an, der nur den unteren Teil des ermittelten Referenzbereiches abdeckt. Abweichende Thrombozytenzahlen können u. a. durch Messfehler verursacht werden, die durch Aggregation von Thrombozyten entstehen können (WEISS & TVEDTEN, 2006). Eine Abhängigkeit der Thrombozytenzahl beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Die Ergebnisse der vorliegenden Studie zum **weißen Blutbild** zeigen, dass das Chinchilla ein deutlich lymphozytäres Blutbild hat. Dies entspricht den Ergebnissen von KRAFT (1959), CASELLA (1963a), KITTS und Mitarbeitern (1971), SPANNL und KRAFT (1988), EIDMANN (1992) und EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005). Stabkernige neutrophile Granulozyten kommen beim Chinchilla selten und dann nur in geringer Anzahl vor.

Die **Leukozytenzahl** lag in der vorliegenden Studie bei  $2,09 - 17,60 \times 10^9/l$ , der Median bei  $6,74 \times 10^9/l$ . Die Spanne ist relativ groß. Eine ähnlich große Spanne ist auch in der Literatur beschrieben (KRAFT, 1959; KITTS, 1971). Einen vergleichbaren Medianwert gaben STRIKE (1970), FOX und Mitarbeiter (1984) und JAKUBOW und GROMADZKA-OSTROWSKA (1987) an. NEWBERNE

(1953), CASELLA (1963a), DOUGHERTY (1966), JAKUBOW und Mitarbeiter (1984), GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeiter (1985) und SPANNL und KRAFT (1988) beschrieben einen höheren Median. Nur EIDMANN (1992), EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) und SILVA und Mitarbeiter (2005) nannten einen niedrigeren Bereich, wobei SILVA und Mitarbeiter (2005) für betäubte Tiere einen höheren Median angeben. Laut CASELLA (1963a) kommt es bei der Herzpunktion durch Stimulation der hämatopoetischen Gewebe zur vermehrten Freisetzung weißer und roter Blutzellen. Zudem verursacht der durch Stress erhöhte Blutdruck eine Freisetzung von Zellen (v. a. neutrophilen Granulozyten) aus dem marginalen Zellpool in den Blutstrom und erhöht die Anzahl der Leukozyten und neutrophilen Granulozyten (HARKNESS, 1987). Die Blutentnahmetechnik hat somit einen starken Einfluss auf die Höhe der Leukozytenzahl (CASELLA, 1963a; HARKNESS, 1987).

In der vorliegenden Studie bestand eine Altersabhängigkeit für die Leukozytenzahl. Jungtiere unter sechs Monaten hatten eine statistisch signifikant höhere Leukozytenzahl als adulte Tiere. Beim Hund ist auch beschrieben, dass Jungtiere höhere Leukozytenzahlen aufweisen (MICHAELSON et al., 1966; BULGIN et al., 1970; HARPER et al., 2003). Als mögliche Ursache erwähnen HARPER und Mitarbeiter (2003) eine größere Stressempfindlichkeit von Jungtieren und häufige bakterielle Infektionen bei Welpen. In dieser Studie bestand keine Geschlechtsabhängigkeit für die Leukozytenzahl beim Chinchilla.

Die absolute **Lymphozytenzahl** lag in der vorliegenden Studie bei  $1,20 - 14,35 \times 10^9/l$ , die relative bei 31 – 94 %. Der Median war  $4,42 \times 10^9/l$  bzw. 66 %. Absolute Zahlen werden in der Literatur nur als Median angegeben und lagen bei JAKUBOW und Mitarbeitern (1984), GROMADZKA-OSTROWSKA und Mitarbeitern (1985) und JAKUBOW und GROMADZKA-OSTROWSKA (1987) etwas über dem Median dieser Studie. Es liegt eine weite Spanne vor. So liegt die obere Grenze des Referenzbereiches für die prozentuale Lymphozytenzahl in der vorliegenden Studie im Bereich der von FOX und Mitarbeitern (1984) angegebenen Werte, aber deutlich höher als bei SILVA und Mitarbeitern (2005). STRIKE (1970) gab als Range untere Werte an die deutlich unter der Untergrenze des in dieser Studie erhaltenen Referenzbereiches liegen, die Werte von KRAFT (1959), KITTS und Mitarbeitern (1971) und EIDMANN (1992) liegen im vergleichbaren Bereich. Die Lymphozytenzahl ist stark abhängig von der

Blutentnahmetechnik, da bei Stress die Lymphozytenzahl fällt, während die Zahl der neutrophilen Granulozyten und Monozyten steigt (HARKNESS, 1987). Prozentangaben der Lymphozytenzahl sollten zudem nur im Zusammenhang mit der Gesamtleukozytenzahl beurteilt werden (RASKIN et al., 2006).

In der vorliegenden Studie bestand eine Altersabhängigkeit für die Lymphozytenzahl. Jungtiere unter sechs Monaten hatten eine statistisch signifikant höhere Lymphozytenzahl als adulte Tiere. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchten die Altersabhängigkeit der Lymphozytenzahl von weiblichen Chinchillas und stellten keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren fest. Da die Geschlechtsreife allerdings mit ca. sechs Monaten (EGEN & ERNST, 2001) eintritt, befinden sich in seiner Gruppeneinteilung in beiden Vergleichsgruppen adulte Tiere. Diese Ergebnisse sind daher aufgrund unterschiedlicher Altersgruppen und Geschlechtsaufteilungen nicht mit unseren vergleichbar. Als mögliche Ursache der hohen Lymphozytenzahlen kommen chronische Infektionen (RASKIN et al., 2006) in Frage, was aber in dieser Studie anhand der klinischen Untersuchung des Tiermaterials ausgeschlossen werden konnte. Laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) liegt auch bei Hunden und Katzen eine hohe Lymphozytenzahl bei Jungtieren vor. Eine Geschlechtsabhängigkeit der Lymphozytenzahl beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die absolute Anzahl der **Monozyten** lag in der vorliegenden Studie bei  $0 - 0,81 \times 10^9/l$ , für die relative Anzahl der Monozyten bei  $0 - 14,19 \%$ . Der Median war  $0,12 \times 10^9/l$  bzw.  $0 \%$ . Angaben zur absoluten Zahl der Monozyten werden in der Literatur nicht gemacht. Die für Monozyten angegebene Prozentzahl ist in etwa vergleichbar mit den Angaben von SILVA und Mitarbeitern (2005), die aber einen viel höheren Medianwert angaben. FOX und Mitarbeiter nannten einen niedrigeren Referenzbereich. Bei den übrigen Literaturstellen wird ein etwas höherer Median genannt (NEWBERNE, 1953; KRAFT, 1959; CASELLA, 1963a; DOUGHERTY, 1966; STRIKE, 1970; KITTS et al., 1971; SPANNL & KRAFT, 1988; EIDMANN, 1992; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2005). Durch akute Stresssituationen kann es zur Monozytose kommen (KRAFT et al., 2005), die Monozytenzahl ist zudem wesentlich abhängig von der Blutentnahmemethode und ihre Höhe natürlich auch vom verwendeten Referenzbereich.



In der vorliegenden Studie bestand eine Altersabhängigkeit für die relative Monozytenzahl. Jungtiere unter sechs Monaten hatten eine statistisch signifikant höhere Monozytenzahl, bei niedrigerem Median, als adulte Tiere. Als Ursache kommt die größere Stressempfindlichkeit von Jungtieren in Frage (HARPER et al., 2003). Eine Geschlechtsabhängigkeit der Anzahl der Monozyten beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht. Dies stimmt mit den Ergebnissen von STRIKE (1970) überein.

Die absolute Zahl der **segmentkernigen neutrophilen Granulozyten** lag nach den Ergebnissen der vorliegenden Studie bei  $0,17 - 4,56 \times 10^9/l$ , die relative Zahl bei  $4 - 58 \%$ . Der Median war  $1,57 \times 10^9/l$  bzw.  $28 \%$ . Zu den absoluten Zahlen finden sich nur Literaturangaben, in denen die neutrophilen Granulozyten nicht in stabkernige und segmentkernige neutrophile Granulozyten differenziert werden. Werden die in dieser Studie ermittelten neutrophilen Granulozyten zusammengefasst, fällt auf, dass in den meisten Literaturangaben höhere Mediane der absoluten Zahl an neutrophilen Granulozyten angegeben werden (JAKUBOW et al., 1984; GROMADZKA-OSTROWSKA et al., 1985; JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA, 1987). KITTS und Mitarbeiter (1971) und SPANNL und KRAFT (1988) gaben einen vergleichbaren, EIDMANN (1992) einen etwas geringeren Median an. Die Prozentangaben von FOX und Mitarbeitern (1984) und SILVA und Mitarbeitern (2005) lagen weit über dem in dieser Studie ermittelten Wert. Ein direkter Vergleich der Studien ist aber schwierig, da zur Beurteilung der relativen Zellzahlen die Gesamtleukozytenzahl berücksichtigt werden muss. Ein Grund für die höheren Zellzahlen für neutrophile Granulozyten ist sicher die Verwendung von Tieren aus Pelz- oder Labortierhaltungen in diesen Studien, bei denen ungewohntes Handling und die Narkosemittelinjektion zu Stress und somit Blutdrucksteigerung und dadurch zur Erhöhung der Anzahl der neutrophilen Granulozyten (HARKNESS, 1987) führen. Ein weiterer Grund ist möglicherweise, dass die neutrophilen Granulozyten beim Chinchilla, ebenso wie bei Kaninchen und Meerschweinchen, pseudoeosinophil sind (KRAFT, 1959) und es so bei ungeübten Untersuchern zur Verwechslung von eosinophilen und neutrophilen Granulozyten und somit falschen Zahlen kommen kann.

In der vorliegenden Studie bestand eine Altersabhängigkeit für die relative Anzahl segmentkerniger neutrophiler Granulozyten. Jungtiere hatten eine statistisch

signifikant niedrigere Anzahl an segmentkernigen neutrophilen Granulozyten als adulte Tiere, die Ausprägung des Altersunterschiedes ist aber sehr gering und somit nicht von klinischer Relevanz. KITTS und Mitarbeiter (1971) untersuchten die Altersabhängigkeit der Anzahl segmentkerniger neutrophiler Granulozyten von weiblichen Chinchillas und stellten keinen signifikanten Unterschied an Tieren  $\leq 2$  Jahren und Tieren  $> 2$  Jahren fest. Da die Geschlechtsreife allerdings bereits mit ca. sechs Monaten (EGEN & ERNST, 2001) eintritt und sich so in seiner Gruppeneinteilung in beiden Vergleichsgruppen adulte Tiere befinden, sind diese Ergebnisse nicht mit unseren vergleichbar. Eine Geschlechtsabhängigkeit der Anzahl segmentkerniger neutrophiler Granulozyten beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Die absolute Zahl der **stabkernigen neutrophilen Granulozyten** lag nach den Ergebnissen der vorliegenden Studie bei  $0 - 0,36 \times 10^9/l$ , die relative Zahl bei  $0 - 6 \%$ . Der Median lag bei  $0,0 \times 10^9/l$  bzw.  $0 \%$ . Zu den absoluten Zahlen finden sich nur Literaturangaben, in denen die neutrophilen Granulozyten nicht in stabkernige und segmentkernige neutrophile Granulozyten differenziert werden. Für die prozentualen Zellzahlen gab EIDMANN (1992) einen vergleichbaren Median an. KRAFT (1959), KITTS und Mitarbeiter (1971) und SPANNL & KRAFT (1988) nannten höhere Prozentzahlen. FOX und Mitarbeiter (1984) und SILVA und Mitarbeiter (2005) beschrieben prozentuale Zellzahlen, die wesentlich höher liegen als in der vorliegenden Studie. Ein direkter Vergleich zwischen den Studien ist aber nicht möglich, da zur Beurteilung der relativen Zellzahlen die Gesamtleukozytenzahl berücksichtigt werden muss. Ein Anstieg der Zahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten, als Vorstufe der segmentkernigen neutrophilen Granulozyten, deutet auf eine vermehrte Bildung von neutrophilen Granulozyten, beispielsweise bei bakteriellen Infektionskrankheiten, hin (KRAFT et al., 2005). Eine Abhängigkeit von Alter und Geschlecht der Zahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die absolute Anzahl der **eosinophilen Granulozyten** lag in dieser Studie bei  $0 - 0,22 \times 10^9/l$ , die relative Anzahl bei  $0 - 3 \%$ . Der Median war  $0 \times 10^9/l$  bzw.  $0 \%$ . Absolute Zahlen sind in der Literatur bisher nicht angegeben. Das Ergebnis der Prozentzahlen dieser Studie ist vergleichbar mit den Angaben aus der Literatur (CASELLA, 1963a; STRIKE, 1970; KITTS et al.,

1971; EIDMANN, 1992; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2005). Einige Autoren nannten höhere Werte für die prozentuale Anzahl der eosinophilen Granulozyten (NEWBERNE, 1953; DOUGHERTY, 1966; FOX et al., 1984; SPANNL & KRAFT, 1988; SILVA et al., 2005). Der Vergleich zwischen den Studien ist aber schwer möglich, da zur Beurteilung der relativen Zellzahlen die Gesamtleukozytenzahl berücksichtigt werden muss. Da die Anzahl eosinophiler Granulozyten im Blut bei Parasitenbefall, allergischen Reaktionen und Gewebsverletzungen ansteigt (RASKIN et al., 2006) und das Chinchilla erst in den letzten Jahren immer mehr Bedeutung als Haustier und als Patient in der tierärztlichen Praxis bekommen hat (NESS, 1999; MC CLURE, 1999; HARTMANN, 1993), kann es sein, dass Tiere aus früheren Studien aufgrund geringerer tierärztlicher Versorgung vermehrten Parasitenbefall aufwiesen. Ein weiterer Grund für die unterschiedlichen Zellzahlen ist möglicherweise die Verwechslung von pseudoeosinophilen, neutrophilen Granulozyten und eosinophilen Granulozyten durch ungeübte Untersucher (KRAFT, 1959).

In der vorliegenden Studie bestand eine Altersabhängigkeit für die Anzahl eosinophiler Granulozyten. Jungtiere hatten einen statistisch signifikant höheren Median der Anzahl an eosinophilen Granulozyten als adulte Tiere, aber eine etwas niedrigere Obergrenze des Referenzbereiches. Grund hierfür ist möglicherweise, wie bei Fleischfressern auch, die häufigere Infektion von Jungtieren mit Endoparasiten. Diese Differenz ist aber wegen des geringen Unterschieds für die Praxis nicht relevant. Eine Geschlechtsabhängigkeit der Anzahl der eosinophilen Granulozyten beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Die absolute Anzahl der **basophilen Granulozyten** lag in dieser Studie bei  $0 - 0,09 \times 10^9/l$ , die relative Anzahl bei  $0 - 1 \%$ . Der Median war  $0 \times 10^9/l$  bzw.  $0 \%$ . Die Werte sind vergleichbar mit den Angaben aus der Literatur (NEWBERNE, 1953; CASELLA, 1963a; DOUGHERTY, 1966; STRIKE, 1970; KITTS et al., 1971; SPANNL & KRAFT, 1988; EIDMANN, 1992; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2005). FOX und Mitarbeiter (1984) und SILVA und Mitarbeiter (2005) gaben deutlich höhere Prozentangaben für die Anzahl der basophilen Granulozyten an. Der Vergleich zu diesen beiden Studien ist schwer möglich, da zur Beurteilung der relativen Zellzahlen die Gesamtleukozytenzahl berücksichtigt werden muss. Eine Abhängigkeit von Alter und Geschlecht der Anzahl der basophilen Granulozyten beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Bei den **Enzymaktivitäten** im Serum der Chinchillas fällt eine hohe  $\alpha$ -Amylase-Aktivität und eine niedrige Lipase-Aktivität auf. Referenzbereiche für die CHE-,  $\alpha$ -Amylase- und Lipaseaktivität wurden in dieser Studie erstmals für Chinchillas erstellt.

Der in dieser Studie erstellte Referenzbereich für die **ALT**-Aktivität im Serum lag bei 2 – 24 IU/l, der Median bei 9 IU/l. Ein vergleichbares Ergebnis nennen SPANNL und KRAFT (1988). Die ALT kommt im Zytoplasma vor und wird deshalb bereits bei erhöhter Membranpermeabilität frei (KRAFT et al., 2005). Die obere Grenze des Referenzbereiches dieser Studie ist etwas niedriger als von EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) und dem CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969) angegeben. EIDMANN (1992) und SILVA und Mitarbeiter (2005) gaben deutlich höhere Obergrenzen des Referenzbereiches an. Da in den aufgeführten Studien keine Angaben zur Ausreißereliminierung gemacht werden, liegen die unterschiedlichen Ergebnisse vermutlich unter anderem an den unterschiedlichen zur Auswertung verwendeten statistischen Methoden. In einigen Studien wird nur die Range angegeben, somit fallen alle gemessenen Werte in den Referenzbereich. Durch den in Stresssituationen gesteigerten Stoffwechsel kann es laut KOLB (1961) aufgrund intrazellulär gesteigerter Enzymproduktion zum vermehrten Austausch von Enzymen an der Zellgrenzfläche kommen, wodurch gesteigerte Enzymaktivitäten im Serum auftreten. Eine Abhängigkeit der ALT-Aktivität beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der in dieser Studie erstellte Referenzbereich für die **AP**-Aktivität lag bei 22 – 247 IU/l, der Median bei 73 IU/l. Die Werte stimmen in etwa mit den Angaben von EIDMANN (1992) überein. SPANNL und KRAFT (1988) beschrieben einen niedrigeren Referenzbereich. Das CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969), EWRINGMANN (2005), EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) und SILVA und Mitarbeiter (2005) nannten viel niedrigere Enzymaktivitäten der AP. Grund hierfür ist möglicherweise die vorwiegende Verwendung von vor allem adulten Labor- und Zuchttieren. Die AP kommt in fast allen Geweben vor, ist nicht leberspezifisch (KRAFT et al., 2005; WILLARD & TWEDT, 2006) und ist somit v. a. alters- und geschlechtsabhängig (siehe unten). Zudem spielt die Wahl der statischen Methode für die Spanne der Referenzwerte eine entscheidende Rolle.

Die AP-Aktivität zeigte eine Altersabhängigkeit. Der Median lag bei Chinchillas unter sechs Monaten statistisch signifikant höher als bei Chinchillas über sechs Monaten. KRAFT und Mitarbeiter (2005) führen auf, dass bei Hunde- und Katzenwelpen eine höhere Enzymaktivität vorliegt als bei adulten Tieren. Die höhere AP-Aktivität bei Jungtieren liegt daran, dass die AP auch in den Osteoblasten enthalten ist. Deshalb zeigen Jungtiere im Wachstumsalter eine wesentlich höhere AP-Aktivität (KRAFT et al., 2005). In der Literatur wurde die Altersabhängigkeit der AP-Aktivität bei Chinchillas bisher nicht untersucht. Die in dieser Studie erhaltenen Referenzbereiche liegen nahe beieinander, daher hat diese Differenz für die Praxis keine Relevanz. Die AP-Aktivität zeigte auch eine Geschlechtsabhängigkeit. In der Literatur wurde die Geschlechtsabhängigkeit der AP-Aktivität beim Chinchilla bisher nicht untersucht. Der Median der AP-Aktivität war in der vorliegenden Studie bei männlichen Chinchillas statistisch signifikant höher als bei weiblichen Tieren. Da der Referenzbereich allerdings eine niedrigere Obergrenze aufweist, hat diese Differenz für die Praxis keine Relevanz.

Der in dieser Studie erstellte Referenzbereich für die **AST**-Aktivität lag bei 19 – 166 IU/l, der Median bei 89,00 IU/l. Zu vergleichbaren Ergebnissen kamen SPANNL und KRAFT (1988) und EIDMANN (1992). SILVA und Mitarbeiter (2005) beschrieben deutlich höhere Werte, das CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969) und EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) nannten niedrigere Bereiche. Die AST ist nicht leberspezifisch und kommt auch v. a. in der Muskulatur und den Erythrozyten vor. Bewegung und Muskelschäden z. B. durch intramuskuläre Injektionen können also zu erhöhten AST-Aktivität führen (WILLARD & TWEDT, 2006). In dieser Studie wurden überwiegend Tiere aus Privathaltung mit großen Käfigen und entsprechend mehr Bewegung verwendet, was die höheren Aktivitäten erklären könnte. Aus der Leber wird die AST laut WILLARD und TWEDT (2006) auch bei Hunden und Katzen erst bei schwerwiegenden Lebererkrankungen freigesetzt, da sie in den Mitochondrien lokalisiert ist. Eine Abhängigkeit der AST-Aktivität beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich der **GLDH**-Aktivität lag in dieser Studie bei 0 – 3 IU/l, der Median bei 1 IU/l. EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) nannten einen nach oben deutlich höheren Bereich der GLDH-Aktivität. SPANNL und KRAFT

(1988) gaben einen höheren Median an. Als Ursache für die abweichenden Ergebnisse können unterschiedliche zur Auswertung verwendete statistische Methoden gesehen werden. Die GLDH ist lebersezifisch, kommt v. a. im zentrilobulären Bereich der Leber vor und reagiert somit entsprechend empfindlich auf Noxen. Laut KRAFT und Mitarbeitern (2005) kann bei Hund und Katze eine GLDH-Aktivität bis zum dreifachen der oberen Referenzbereichsgrenze auftreten, ohne dass klinisch oder lichtmikroskopisch Veränderungen der Leber nachweisbar sind. Eine Abhängigkeit der GLDH-Aktivität beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die  $\gamma$ -GT-Aktivität lag in dieser Studie bei 0 – 28 IU/l, der Median bei 11 IU/l. In der Literatur wird für die  $\gamma$ -GT-Aktivität ein niedrigerer Median angegeben (SPANNL & KRAFT, 1988; EIDMANN, 1992). Obwohl die  $\gamma$ -GT auch in den Nieren vorkommt, gilt sie als leberspezifisch. Ihre Aktivität steigt, wie die der AP vor allen bei Choolestase und anderen posthepatischen Geschehen (KRAFT et al., 2005).

In der vorliegenden Studie bestand eine Altersabhängigkeit der  $\gamma$ -GT-Aktivität. Die Aktivität der  $\gamma$ -GT war bei Chinchillas unter sechs Monaten statistisch signifikant niedriger als bei Chinchillas über sechs Monaten. Möglicherweise spielt hier bei älteren Tieren das höhere Risiko von Cholestasen und anderen posthepatischen Prozessen, sowie das häufigere Vorkommen von Nierenfunktionsstörungen eine Rolle. Eine Geschlechtsabhängigkeit der  $\gamma$ -GT-Aktivität beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die LDH-Aktivität lag in der vorliegenden Studie bei 261 – 1108 IU/l, der Median bei 692 IU/l. Die hohe Range bei niedrigem Median zeigt die hohe Reaktivität der LDH beim Chinchilla. Der Median der LDH-Aktivität lag in dieser Studie deutlich niedriger als in der Literatur angegeben (EIDMANN, 1992). Da die LDH ein Muskelenzym ist (KRAFT et al., 2005), spielt hier die Haltung der Tiere und die Muskelaktivität vor der Blutentnahme eine wesentliche Rolle für die Höhe der LDH-Aktivität, was auch durch die Alters- und Geschlechtsabhängigkeit deutlich wird.

Die Aktivität der LDH zeigte in dieser Studie eine Altersabhängigkeit. Sie lag bei Chinchillas unter sechs Monaten statistisch signifikant höher als bei Chinchillas über sechs Monaten. In der Literatur liegen keine Studien zur Altersabhängigkeit

der LDH-Aktivität im Serum von Chinchillas vor. Bei Hund und Katze sind hohe LDH-Aktivitäten nach der Geburt und ein altersabhängiger Abfall bekannt (WOLFORD et al., 1988; KRAFT et al., 1995). Die höhere LDH-Aktivität im Serum von Jungtieren ist auf ihre höhere Muskelaktivität zurückzuführen (KRAFT et al., 2005). Da der Referenzbereich für beide Altersgruppen allerdings fast innerhalb des gemeinsamen Referenzbereiches liegt, hat diese Differenz für die Praxis aber keine Relevanz. Die LDH-Aktivität zeigte auch eine Geschlechtsabhängigkeit. Bei männlichen Chinchillas lag sie statistisch signifikant höher als bei weiblichen Tieren. Die Ausprägung des Geschlechtsunterschiedes ist aber gering und somit nicht von klinischer Relevanz.

Der erstellte Referenzbereich für die **CK**-Aktivität lag bei 116 – 938 IU/l, der Median bei 281 IU/l. Der niedrige Median spricht für die hohe Reaktivität der CK beim Chinchilla. EIDMANN (1992) gab einen deutlich höheren Medianwert für die CK-Aktivität an, SILVA und Mitarbeiter (2005) nannten viel niedrigere Werte. Da die Serumaktivität der CK bei starker körperlicher Belastung und Muskelschädigung steigt (KRAFT et al., 2005), sind die unterschiedlichen Ergebnisse auf die Haltungssysteme und die Muskelaktivitäten der Chinchillas vor der Blutentnahme zurückzuführen. So wurden die Tiere in den genannten Literaturstellen aus Zuchtfarmen gewählt, in deren Käfigen den Tieren weniger Bewegung und Sozialkontakte möglich sind (EIDMANN, 1992; SILVA et al., 2005). Die Chinchillas dieser Studie stammten bis auf zehn Tiere aus Gruppenhaltungen in großen Volieren. Eine Abhängigkeit der CK-Aktivität beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **CHE**-Aktivität lag bei 2172 – 11447 IU/l, der Median bei 6718 IU/l. Der Median im mittleren Referenzbereich spricht für eine massive Reaktivität der CHE beim Chinchilla. Für die CHE-Aktivität bei Chinchillas liegen keine Vergleichswerte in der Literatur vor. Das Meerschweinchen als nahe verwandter Pflanzenfresser zeigt mit 0 – 8052 IU/l vergleichbare CHE-Aktivitäten mit etwas geringerer Obergrenze des Referenzbereiches (HEIN & HARTMANN, 2003). Die Cholinesterase-Aktivität ist abhängig von der Muskelaktivität (KRAFT et al., 2005) und somit auch von den Haltungssystemen. Eine Abhängigkeit der CHE-Aktivität beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich der  **$\alpha$ -Amylase**-Aktivität lag in dieser Studie bei 1051 –

3991 IU/l, der Median bei 1884 IU/l. Für die  $\alpha$ -Amylase-Aktivität bei Chinchillas liegen keine Vergleichswerte in der Literatur vor. Das Meerschweinchen als nahe verwandter Pflanzenfresser zeigt mit 0 – 3159 IU/l eine vergleichbare  $\alpha$ -Amylase-Aktivität (HEIN & HARTMANN, 2003). Laut BREVES und Mitarbeitern (2000) passt sich das Muster der vom Pankreas sezernierten Verdauungsenzyme bei Monogastriden der Futterzusammensetzung an. Die  $\alpha$ -Amylase-Aktivität beim Chinchilla ist verglichen mit der Lipase-Aktivität sehr hoch, was dafür spricht, dass der Kohlenhydratstoffwechsel bei Chinchillas deutlich höher und aktiver ist als der Fettstoffwechsel. Eine Altersabhängigkeit der  $\alpha$ -Amylase-Aktivität bestand in dieser Studie nicht. Die Aktivität der  $\alpha$ -Amylase zeigte aber eine Geschlechtsabhängigkeit. Männliche Chinchillas zeigten einen statistisch signifikant höheren Median als weibliche Chinchillas. Die Referenzbereiche sind aber ähnlich, daher ist die Ausprägung des Geschlechtsunterschiedes nicht von klinischer Relevanz.

Die **Lipase**-Aktivität lag in der vorliegenden Studie bei 35 – 234 IU/l, der Median bei 87 IU/l. Für die Lipase-Aktivität bei Chinchillas liegen keine Vergleichswerte in der Literatur vor. Sie ist wie die  $\alpha$ -Amylase ein Enzym, das vom Pankreas sezerniert wird (KRAFT et al., 2005), und ist somit abhängig von der Fütterung (WENZEL, 1990d; BREVES et al., 2000). Eine Abhängigkeit der Lipase-Aktivität beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der erstellte Referenzbereich für die Konzentration der **Glukose** lag bei 2,92 – 13,80 mmol/l, der Median bei 7,48 mmol/l. In der Literatur wird ein etwas höherer Median angegeben (SPANNL & KRAFT, 1988; EIDMANN, 1992; SILVA et al., 2005). Der von EIDMANN (1992) beschriebene Referenzbereich fällt allgemein höher aus als der in dieser Studie ermittelte Bereich. Das CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969), EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) und SILVA und Mitarbeiter (2005) gaben einen Referenzbereich an, der enger ist als in dieser Studie, aber innerhalb des Referenzbereiches dieser Studie liegt. Als Ursache für die unterschiedlichen Ergebnisse kann sowohl der Untersuchungszeitpunkt in Bezug auf die letzte Fütterung (SILVA et al., 2005) und der Einfluss anderer Faktoren auf die Glukosekonzentration, wie z. B. die Stressbelastung (KRAFT et al., 2005), gesehen werden. Eine Abhängigkeit der Glukosekonzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.



Der erstellte Referenzbereich für die **Fruktosaminkonzentration** lag nach den Ergebnissen dieser Studie bei 119 – 233  $\mu\text{mol/l}$ , der Median bei 176  $\mu\text{mol/l}$ . In der Literatur gibt es keine Angaben zur Fruktosaminkonzentration bei Chinchillas. Die Ergebnisse dieser Studie sind vergleichbar mit den Referenzwerten der Fruktosaminkonzentration des nahe verwandten Meerschweinchens, bei dem 134 – 271  $\mu\text{mol/l}$  als Referenzbereich gelten (HEIN & HARTMANN, 2003), und denen von Hund und Katze (KRAFT et al., 2005). Eine Abhängigkeit der Fruktosaminkonzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der erstellte Referenzbereich für die **Gesamteiweißkonzentration** lag bei 41,0 – 67,6 g/l. Der Median von 56,1 g/l zeigt, dass die meisten Werte im mittleren Referenzbereich liegen. Der Median entspricht in etwa den Angaben in der Literatur (KITTS et al., 1971; EIDMANN, 1992; SILVA et al., 2005). JAKUBOW und GROMADZKA-OSTROWSKA (1987) gaben einen etwas höheren, SPANNL und KRAFT (1988) einen niedrigeren Median an. EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) beschrieben einen insgesamt niedrigeren Referenzbereich, das CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969) und SILVA und Mitarbeiter (2005) einen engeren Referenzbereich, der aber weitgehend deckungsgleich mit dem in dieser Studie ermittelten Referenzbereich liegt. Die geringen Abweichungen zu den Angaben in der Literatur ergeben sich aus den meist kleineren Tierzahlen und anderen Methoden, die in den Literaturstudien verwendet wurden. Eine Abhängigkeit der Gesamteiweißkonzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der erstellte Referenzbereich für die **Albuminkonzentration** lag in dieser Studie bei 22,8 – 44,9 g/l, der Median bei 36,2 g/l. Demnach sind die meisten Ergebnisse im oberen Wertebereich zu finden. Der Referenzbereich entspricht den meisten Ergebnissen aus der Literatur (CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE, 1969; KITTS et al., 1971; EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2005). SILVA und Mitarbeiter (2005) gaben einen höheren Median und nach oben weitere Referenzbereiche an. Diese Differenz in der Studie von SILVA und Mitarbeitern (2005) ergibt sich daraus, dass nur männliche Chinchillas in die Studie einbezogen wurden und laut dieser Studie eine Geschlechtsabhängigkeit für die Albuminkonzentration besteht.

Männliche Chinchillas zeigten in dieser Studie eine statistisch signifikant höhere Albuminkonzentration als weibliche Tiere. Der Referenzbereich ist allerdings weit und die Ausprägung des Geschlechtsunterschiedes gering und somit nicht von klinischer Relevanz. Eine Altersabhängigkeit der Albuminkonzentration beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Die **Cholesterinkonzentration** lag nach den Ergebnissen dieser Studie bei 1,23 – 5,15 mmol/l, der Median bei 2,65 mmol/l. Die meisten Werte sind im mittleren bis unteren Referenzbereich. Die Ergebnisse entsprechen weitgehend den Angaben von SILVA und Mitarbeitern (2005). Das CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969) und EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) nannten einen engeren Bereich, mit einer niedrigeren oberen Grenze. Laut EIDMANN (1992) lag der Referenzbereich etwas höher. Als Ursache für die abweichenden Ergebnisse können unterschiedliche zur Auswertung verwendete Methoden zur Erstellung der Referenzbereiche gesehen werden. Da nicht ausgeschlossen werden kann, dass die in damaligen Studien verwendeten Tiere anders gefüttert wurden, muss auch die Abhängigkeit der Cholesterinkonzentration von der Fütterung in betracht gezogen werden.

Eine Geschlechtsabhängigkeit der Cholesterinkonzentration beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht. Die Cholesterinkonzentration zeigte aber eine Altersabhängigkeit. Sie lag bei Chinchillas unter sechs Monaten statistisch signifikant niedriger als bei Chinchillas über sechs Monaten. In der Literatur liegen keine Studien zur Altersabhängigkeit der Cholesterinkonzentration im Serum von Chinchillas vor. Ursache für die Altersabhängigkeit ist die unterschiedliche Fettzusammensetzung der Nahrung bei Jung- (Milch) und Alttieren. Die Referenzbereiche sind aber ähnlich und liegen fast komplett innerhalb des Gesamtreferenzbereiches. Die Ausprägung der Altersabhängigkeit ist also gering und somit nicht von klinischer Relevanz.

Der Referenzbereich für die Konzentration der **Triglyzeride** lag in der vorliegenden Studie bei 0,25 – 2,34 mmol/l, der Median bei 0,66 mmol/l. Die meisten Tiere haben also eine Triglyzeridkonzentration im unteren Referenzbereich, was für die Nahrungsabhängigkeit der Triglyzeridkonzentration spricht. Diese Ergebnisse decken sich weitgehend mit den Angaben von EIDMANN (1992), allerdings lag die Obergrenze des Referenzbereiches dort niedriger. Einen deutlich höheren Median gaben SILVA und Mitarbeiter (2005)

an. Als Ursache für die abweichenden Ergebnisse können unterschiedliche zur Auswertung verwendete statistische Methoden gesehen werden und der Einfluss der Fütterung (WENZEL, 1990d; BREVES et al., 2000; KRAFT et al., 2005).

Die Triglyzeridkonzentration zeigte eine Altersabhängigkeit. Sie lag bei Chinchillas unter sechs Monaten statistisch signifikant niedriger als bei Chinchillas über sechs Monaten. In der Literatur finden sich bisher keine Angaben zur Altersabhängigkeit der Triglyzeridkonzentration beim Chinchilla. Ursache für die Altersabhängigkeit kann wie bei der Cholesterinkonzentration die unterschiedliche Fettzusammensetzung der Nahrung bei Jung- (Milch) und Alttieren sein. Die Referenzbereiche sind aber ähnlich und liegen fast komplett innerhalb des Gesamtreferenzbereiches, die Ausprägung des Altersunterschiedes ist also gering und somit nicht von klinischer Relevanz. Eine Geschlechtsabhängigkeit der Triglyzeridkonzentration beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **Serumgallensäuren** lag in der vorliegenden Studie bei 1,0 – 91,9  $\mu\text{mol/l}$ , der Median bei 21,6  $\mu\text{mol/l}$ . Die meisten Werte lagen im unteren Referenzbereich. In der Literatur gibt es keine Angaben zur Serumgallensäurenkonzentration bei Chinchillas. Die Werte dieser Studie entsprechen denen die für das Meerschweinchen (0 – 84,5  $\mu\text{mol/l}$ ) als nahen Verwandten erstellt wurden (HEIN & HARTMANN, 2003). Die Serumgallensäurenkonzentration zeigte eine Altersabhängigkeit. Sie lag bei Chinchillas unter sechs Monaten statistisch signifikant deutlich niedriger als bei Chinchillas über sechs Monaten. Die Serumgallensäure-Konzentration im Serum ist abhängig von der Ernährung, der Leberfunktion und Faktoren, die Einfluß auf den Abfluß der Gallensäuren haben, was auch die Altersabhängigkeit erklären kann. Eine Geschlechtsabhängigkeit der Serumgallensäurenkonzentration beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **Bilirubinkonzentration** lag in der vorliegenden Studie bei 0,00 – 6,46  $\mu\text{mol/l}$ , der Median bei 3,17  $\mu\text{mol/l}$ . Die meisten Werte befinden sich im mittleren Referenzbereich. Diese Werte entsprechen weitgehend den Angaben für Chinchillas in der Literatur (SPANNL & KRAFT, 1988; EIDMANN, 1992; SILVA et al., 2005). EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) nannten einen engeren Bereich, dessen Obergrenze aber annähernd der in dieser Studie berechneten entspricht. Für Chinchillas in Narkose gaben SILVA

und Mitarbeiter (2005) einen deutlich höheren Median und nach oben weiteren Referenzbereich an. Als Ursache für die abweichenden Ergebnisse kommen unterschiedliche zur Auswertung verwendete Methoden zur Erstellung der Referenzbereiche in Frage. Auch die geringe Tierzahl von acht Chinchillas bei SILVA und Mitarbeitern (2005), bei denen in Narkose Blut abgenommen wurde, kann zur Änderung der Ergebnisse beigetragen haben. Eine Abhängigkeit der Bilirubinkonzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **Harnstoffkonzentration** lag in der vorliegenden Studie bei 5,02 – 13,49 mmol/l, der Median bei 8,39 mmol/l. Dies entspricht in etwa den Ergebnissen von SPANNL und KRAFT (1988) und EIDMANN (1992). SILVA und Mitarbeiter (2005) gaben einen engeren Referenzbereich an, in der Gruppe der narkotisierten Tiere nannten sie einen sehr engen und niedrigen Bereich. Das CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969) und EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) beschrieben ebenfalls einen niedrigeren Referenzbereich. Als Ursache für die abweichenden Ergebnisse kommen unterschiedliche Referenzwertmethoden (Perzentile, Range etc.) und die zum Teil geringen Tierzahlen in Frage. Eine Abhängigkeit von der Fütterung (KRAFT et al., 2005), wie bei Fleischfressern, entfällt bei den herbivoren Chinchillas. Eine Abhängigkeit der Harnstoffkonzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **Kreatininkonzentration** lag in der vorliegenden Studie bei 22 – 77  $\mu\text{mol/l}$ , der Median bei 47  $\mu\text{mol/l}$ . SPANNL und KRAFT (1988) gaben einen vergleichbaren Median an. EIDMANN (1992) und EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) nannten wesentlich höhere Kreatininkonzentrationen im Serum. Ein Grund für die Differenzen können unterschiedliche Testverfahren und die Verwendung unterschiedlicher statistischer Methoden sein. Die Kreatininkonzentration ist abhängig von der Muskelmasse und -aktivität und ein nahrungsabhängiges Maß für die Nierenfunktion (KRAFT et al., 2005). Die Auswahl der Tiere spielt hier eine wesentliche Rolle.

Die Kreatininkonzentration zeigte in dieser Studie eine Altersabhängigkeit. Sie lag bei Chinchillas unter sechs Monaten statistisch signifikant niedriger als bei Chinchillas über sechs Monaten. In der Literatur finden sich bisher keine Angaben

zur Altersabhängigkeit der Kreatininkonzentration beim Chinchilla. Jungtiere im Wachstum haben eine geringere Muskelmasse als adulte Tiere (KRAFT et al., 2005) und somit auch niedrigere Kreatininkonzentrationen. Da ältere Chinchillas zu Nierenfunktionsstörungen neigen ist dies möglicherweise auch eine Ursache der abweichenden Referenzbereiche. Der Referenzbereich hat bei den Jungtieren aber eine niedrigere Obergrenze und liegt in beiden Altersgruppen innerhalb des Gesamtreferenzbereiches, daher ist die Ausprägung des Altersunterschiedes gering und somit nicht von klinischer Relevanz. Eine Geschlechtsabhängigkeit der Kreatininkonzentration beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **Ca**-Konzentration lag in der vorliegenden Studie bei 1,87 – 2,96 mmol/l, der Median bei 2,48 mmol/l. Die Angaben von SPANNL und KRAFT (1988) und SILVA und Mitarbeitern (2005) entsprechen in etwa den Ergebnissen dieser Studie. EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) gaben einen höheren, das CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969) einen viel höheren Referenzbereich für die Ca-Konzentration an. Laut EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) ist die Ca-Konzentration im Serum von Chinchillas stark schwankend aufgrund der Fütterungsabhängigkeit, da Chinchillas wie Meerschweinchen und Degu das Ca aus der Nahrung nicht bedarfsorientiert resorbieren, sondern den Hauptteil des Nahrungs-Ca aufnehmen und Überschüsse über die Nieren ausgeschieden werden (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2005). Daher können unterschiedliche verwendete Futtermittel einen Einfluss auf die gemessenen Ca-Konzentrationen haben. In den heute üblichen Privathaltungen werden die Chinchillas abwechslungsreich gefüttert. In den Pelzfarmen erfolgte meist eine ausschließliche Fütterung mit einem Fertigpelletfutter und somit konstanter Calcium-Konzentration. Abweichende Ergebnisse der gemessenen Ca-Konzentrationen können somit am unterschiedlichen Ca-Gehalt des verwendeten Futtermittels liegen. Eine Abhängigkeit der Ca-Konzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **P**-Konzentration lag in der vorliegenden Studie bei 0,59 – 3,71 mmol/l, der Median bei 1,66 mmol/l. In der Literatur ist nur eine Angabe zu einem engeren Referenzbereich zu finden (EWRINGMANN & GLÖCKNER, 2005). Da dort keine Angaben zum verwendeten Tiermaterial und der statistischen Methode verzeichnet sind, bleibt die Ursache der abweichenden Ergebnisse unklar. Laut SPANNL und KRAFT (1988) besteht ein Zusammenhang

zwischen Phosphorgehalt im Serum und Phosphatgehalt im Futter, daher ist die Range bei Pflanzenfressern oft weit. Eine unterschiedliche Futterzusammensetzung der untersuchten Chinchillas in den Literaturstudien kann daher zu abweichenden P-Konzentrationen im Serum führen.

Die P-Konzentration zeigte eine Altersabhängigkeit. Sie lag bei Chinchillas unter sechs Monaten statistisch signifikant höher als bei Chinchillas über sechs Monaten. In der Literatur finden sich bisher keine Angaben zur Altersabhängigkeit der P-Konzentration beim Chinchilla. Die Altersabhängigkeit der Phosphat-Konzentration mit hohen P-Konzentrationen bei wachsenden Jungtieren ist auch bei anderen Tierarten bekannt (NELSON, 2006a; KRAFT et al., 1996a; KRAFT et al., 2005). Während des Wachstums wird im Darm vermehrt P absorbiert, in der Niere die P-Ausscheidung reduziert und P aus dem Intrazellularraum in den Extrazellularraum umverteilt (NELSON, 2006a). Der in dieser Studie ermittelte Referenzbereich der P-Konzentration für beide Altersgruppen ist allerdings ähnlich und liegt fast komplett innerhalb des Gesamtreferenzbereiches. Die Ausprägung des Altersunterschiedes ist also gering und somit nicht von klinischer Relevanz. Eine Geschlechtsabhängigkeit der P-Konzentration beim Chinchilla bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **Mg**-Konzentration lag in der vorliegenden Studie bei 1,00 – 2,75 mmol/l, der Median bei 1,60 mmol/l. SILVA und Mitarbeiter (2005) nannten einen vergleichbaren Median, der genannte Referenzbereich fällt aber etwas enger aus. Als Ursache für die abweichenden Ergebnisse kommen unterschiedliche Labor- und Referenzmethoden und die geringen Tierzahlen in der aufgeführten Studie in Frage. Eine Abhängigkeit der Mg-Konzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **Na**-Konzentration lag in der vorliegenden Studie bei 150 – 169 mmol/l, der Median bei 158 mmol/l. SPANNL und KRAFT (1988) gaben einen vergleichbaren Median an. Das CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969) und EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) nannten einen etwas niedrigeren Referenzbereich. Die früher verwendeten Methoden der Flammenphotometrie und indirekten Potentiometrie können zu unterschiedlichen Ergebnissen bei der Natriumbestimmung führen (DIBARTOLA et al., 2006). Eine Abhängigkeit der Na-Konzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **K**-Konzentration lag in der vorliegenden Studie bei 3,29 – 6,10 mmol/l, der Median bei 4,30 mmol/l. SPANNL und KRAFT (1988) gaben einen vergleichbaren Median an. Das CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969) nannte einen etwas engeren Referenzbereich, dessen Obergrenze etwas über dem in dieser Studie ermittelten liegt. EWRINGMANN und GLÖCKNER (2005) erwähnten einen deutlich engeren Referenzbereich, der innerhalb des hier ermittelten Referenzbereiches liegt. Als Ursache für die abweichenden Ergebnisse kommen unterschiedliche Meßverfahren, Artefakte wie Hämolyse und unterschiedliche Methoden zur Referenzwerterstellung in Frage (DIBARTOLA et al., 2006). Eine Abhängigkeit der K-Konzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **Cl**-Konzentration lag in der vorliegenden Studie bei 105 – 126 mmol/l, der Median bei 115 mmol/l. Dies ist in etwa mit den Angaben des CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969) vergleichbar, allerdings wird dort eine etwas niedrigere Obergrenze genannt. Eine Abhängigkeit der Cl-Konzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Der Referenzbereich für die **Fe**-Konzentration lag in der vorliegenden Studie bei 14 – 59 µmol/l, der Median bei 35 µmol/l. Die von EIDMANN (1992) angegebene Range ist etwas enger, liegt aber im erstellten Referenzbereich dieser Studie. Der Median zeigt ein vergleichbares Ergebnis. Eine Abhängigkeit der Fe-Konzentration beim Chinchilla von Alter und Geschlecht bestand in dieser Studie nicht.

Die Ergebnisse dieser Studie können als Grundlage zur Beurteilung labordiagnostischer Parameter bei Chinchillas verwendet werden. Die verwendeten Testverfahren entsprechen den heute in Deutschland üblichen Labormethoden. Das in dieser Studie verwendete Tiermaterial stammt überwiegend aus heute üblicher Heimtier- oder Zuchthaltung und nicht aus Labor- oder Pelzbeständen. Die Blutentnahmemethode aus der *V. saphena lateralis* kann unter Praxisbedingungen vor dem Besitzer durchgeführt werden. Weitere Untersuchungen zum Einfluss von Krankheiten auf bestimmte Blutparameter sollten folgen.

## VI. ZUSAMMENFASSUNG

Die vorliegende Studie diente der Erstellung labordiagnostischer Referenzbereiche bei Chinchillas. Untersucht wurden die hämatologischen Parameter Hämatokrit (Hkt), Hämoglobin (Hb), Erythrozyten, Erythrozytenindizes (MCH, MCHC, MCV), RDW, Retikulozyten, Leukozyten, Differentialblutbild (absolute und relative Zahlen) und Thrombozyten, die Enzyme Alaninaminotransferase (ALT), Alkalische Phosphatase (AP), Aspartataminotransferase (AST), Glutamatdehydrogenase (GLDH),  $\gamma$ -Glutamyltransferase ( $\gamma$ -GT), Laktatdehydrogenase (LDH), Kreatinkinase (CK),  $\alpha$ -Amylase, Lipase und Cholinesterase (CHE), die Substrate Glukose, Fruktosamin, Gesamteiweiß, Albumin, Cholesterin, Triglyzeride, Serumgallensäuren, Bilirubin, Harnstoff und Kreatinin und die Elektrolyte Kalzium (Ca), Phosphat (P), Magnesium (Mg), Natrium (Na), Kalium (K), Chlorid (Cl) und Eisen (Fe). Dabei wurden die Abhängigkeiten von Alter und Geschlecht untersucht.

Zur Sammlung der Daten wurde Blut von 156 klinisch gesunden Chinchillas, im Alter von acht Wochen bis 23 Jahren, aus der *V. saphena lateralis* entnommen. 27,6 % (43/156) der Tiere waren männlich, 12,2 % (19/156) männlich kastriert, 59,6 % (93/156) weiblich und 0,6 % (1/156) weiblich kastriert. Die 156 Chinchillas konnten neun verschiedenen Fellfärbungen zugeordnet werden.

Für alle Parameter wurde ein gemeinsamer Referenzbereich erstellt. Separate Referenzbereiche für einzelne Gruppen wurden zusätzlich angegeben, wenn eine statistisch signifikante Abhängigkeit von Alter und/oder Geschlecht bestand. Bei Betrachtung des p-Wertes ( $< 0,05$ ) ergaben sich für 23 der 49 gemessenen Parameter signifikante Abhängigkeiten von Alter und/oder Geschlecht. Altersabhängige Unterschiede ergaben sich für Leukozyten, RDW, Lymphozyten (absolute und relative Zahlen), eosinophile neutrophile Granulozyten (absolute Zahlen), relative Zahlen von Monozyten und segmentkernigen neutrophilen Granulozyten, AP,  $\gamma$ -GT, LDH, Cholesterin, Triglyzeride, Serumgallensäuren, Kreatinin und P, geschlechtsabhängige Unterschiede für Erythrozyten, Hb, Hkt, MCV, AP, LDH,  $\alpha$ -Amylase und Albumin.

Der Grund für diese Studie war das Fehlen von in der Praxis verwendbaren labordiagnostischen Referenzwerten bei Chinchillas. Bisherige Referenzwerte



wurden meist an kleineren Tierzahlen und mit in der Praxis nicht üblichen Blutabnahme- und Analysenmethoden erarbeitet. Beim Vergleich der Werte aus der Literatur mit den Ergebnissen der vorliegenden Studie waren folgende Punkte besonders auffällig:

- Auf Grund seiner früheren wirtschaftlichen Bedeutung als Pelzlieferant wurden viele Studien bislang nur an Chinchillas durchgeführt, die in engen Pelzfarmkäfigen lebten. Das Chinchilla als Heimtier mit der heute üblichen Haltung in Großvolieren wurde bisher nur wenig berücksichtigt.
- Die Blutentnahme beim unsedierten Chinchilla aus peripheren Venen, wie der *V. saphena lateralis*, wird in der Literatur meist als sehr schwierig dargestellt. Zum einen wird hierbei die Schwierigkeit des Auffindens der kleinen Venen hervorgehoben, zum anderen die geringen Blutmengen, die abgenommen werden können. Weder das Handling, noch das Auffinden der *V. saphena lateralis* oder die Blutentnahmemenge waren in dieser Studie ein Problem. Die Methode ist also durchaus in der Praxis durchführbar.
- Vorhandene Literaturangaben beziehen sich meist nur auf wenige Tiere und/oder bestimmte Geschlechter und Altersgruppen. Einflüsse auf die einzelnen Parameter wie Alter und Geschlecht wurden bislang nur in wenigen Studien und an meist deutlich kleineren Tierzahlen untersucht.
- Die meisten Studien liegen viele Jahre zurück. Die Nachweisverfahren, die zur Bestimmung der einzelnen Parameter verwendet wurden, stimmen zumeist nicht mit den heutigen überein und es wurden andere Methoden zur Referenzbereichserstellung verwendet.
- Einige Ergebnisse dieser Studie stimmen weitgehend mit denen für das Chinchilla in der Literatur überein. So konnten tierartspezifische Besonderheiten wie das lymphozytäre Blutbild und das seltene Vorkommen stabkerniger neutrophiler Granulozyten bestätigt werden. Einige Parameter konnten in dieser Studie erstmals bestimmt werden, wie: RDW, CHE,  $\alpha$ -Amylase, Lipase, Fruktosamin und Serumgallensäuren.

## VII. SUMMARY

The purpose of this study was to establish laboratory reference ranges for chinchillas. The hematology parameters packed cell volume (PCV), hemoglobin (Hb), red blood cells, erythrocyte indices (MCH, MCHC, MCV), RDW, reticulocytes, white blood cells, differential blood counts and platelets, the enzymes alanin amino transferase (ALT), alkaline phosphatase (AP), aspartat amino transferase (AST), glutamat dehydrogenase (GLDH),  $\gamma$ -glutamyl transferase ( $\gamma$ -GT), laktat dehydrogenase (LDH), creatin kinase (CK),  $\alpha$ -amylase, lipase, and cholin esterase (CHE), the substrates glucose, fructosamin, total protein, albumin, cholesterol, triglycerides, serum bile acids, bilirubin, urea, and creatinine and the electrolytes calcium, phosphorus, magnesium, sodium, potassium, chloride, and iron were analysed. Age and sex dependencies were taken into consideration.

To collect the data blood was taken from the *V. saphena lateralis* of 156 clinically healthy chinchillas at the age of 8 weeks up to 23 years. In this study 27.6 % (43/156) of the chinchillas were male and not castrated, 12.2 % (19/156) were male castrated, 59.6 % (93/156) were female not neutered and 0.6 % (1/156) were female neutered. The 156 chinchillas could be classified into nine different fur colours.

For all parameters, a standard reference range was calculated. Separate reference ranges for individual groups were also included, if there was a statistically significant dependence on age and/or sex. If the p-value ( $< 0,05$ ) was considered, a significant dependence on age and/or sex could be shown for 23 of the 49 analyzed parameters. Age-related differences were determined for the following parameters: white blood cells, RDW, lymphocytes (absolute and relative counts), eosinophile granulocytes (absolute counts), relative counts of monocytes and segmented neutrophile granulocytes, AP,  $\gamma$ -GT, LDH, cholesterol, triglycerides, serum bile acids, creatinine and phosphorus. Sex-related differences were determined for the following parameters: erythrocytes, Hb, PCV, MCV, AP, LDH,  $\alpha$ -amylase and albumin.

The main reason for this study was a lack of reference ranges for chinchillas that can be used in veterinary practice. Available data had been established in most

cases using low numbers of animals as well as venipuncture and analysis technique that are not suitable for veterinary praxis. By comparing the results of this study with the literature, the following facts became obvious:

- Due to the commercial impact in fur industry, many studies were performed with chinchillas housed in farms in small cages. Chinchillas as pets living in roomy cages were rarely used.
- Blood collection from chinchillas without sedation from peripheral veins, like the *V. saphena lateralis*, has been described to be very difficult in the literature. Difficulties to localice the veins and the low obtainable blood volume were mentioned. In this study however, neither the handling, the locating of the veins, nor the blood volume was a problem. The method described in this study is therefore suitable in praxis.
- Available reference ranges usually only included a low number of chinchillas and/or chinchillas of special sex and age. Influences on the parameters, like age and sex, so far only have been determined in a few studies.
- Most of the studies were accomplished many years ago. The procedures used in those old studies are not comparable to the methods commonly used today. In addition different statistical methods were used.
- Concerning some parameters, the results of this study are comparable to those in the literature. Specialties of chinchillas, like the lymphocytere hemogram and rare banded neutrophils were confirmed. Some of the parameters were determined for the first time in the present study, including the hematological parameter RDW, the enzymes CHE,  $\alpha$ -amylase and lipase and the substrates fructosamin and serum bile acids.

## VIII. LITERATURVERZEICHNIS

Balough BJ, Hoffer ME, Wester D, O'Leary MJ, Brooker CR, Goto M. Kinetics of gentamicin uptake in the inner ear of *Chinchilla langier* after middle-ear administration in a sustained release vehicle. *Otolaryngol Head Neck Surg* 1998; 119: 427-31.

Barsanti JA, Lees GE, Willard MD, Green RA. Urologische Störungen. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, eds. München: Urban & Fischer 2006; 161-200.

Bartl J. Chinchillas, 1. Aufl. München: Gräfe und Unzer 2008; 6-7.

Boehringer Mannheim. Manual für Autoanalyzer Hitachi 911<sup>®</sup>, Version 2.0: 2002.

Boersma AA. Untersuchungen zur Bewegungsaktivität und Körpertemperatur beim Chinchilla (*Chinchilla laniger*). Diss med vet, München, 1994.

Boettcher FA, Bancroft BR, Salvi RJ. Blood collection from the transverse sinus in the chinchilla. *Lab Anim Sci* 1990; 40: 223-4.

Brem M. Untersuchungen über Erkrankungen des Magen-Darmkanals beim Chinchilla orientierende Voruntersuchungen. Diss med vet, München, 1982.

Breves G, Diener M, Ehrlein HJ, Von Engelhardt W, Kaske M, Leonhard-Marek S, Martens M, Möller PD, Scharrer E, Schemann M, Wolfram S. Physiologie des Magen-Darm-Kanals. In: Physiologie der Haustiere. Engelhardt W, Breves G, eds. Stuttgart: Hippokrates 2000: 303-408.

Brookhyser KM, Aulerich RJ, Vomachka AJ. Adaptation of the orbital sinus bleeding technique to the chinchilla (*Chinchilla laniger*). *Lab Anim Sci* 1977; 27: 251-54.

Bulgin MS, Munn SL, Gee W. Hematologic changes to 4½ years of age in clinically normal beagles. *J Am Vet Med Assoc* 1970; 157: 1064-70.

Campbell TW, Ellis CK. Hematology of small mammals. In: Avian & Exotic Animal Hematology & Cytology. Campbell TW, Ellis CK, eds. 3. Aufl. Iowa, USA: Blackwell 2007: 113-38.

Canadian Council on Animal Care. The care of experimental animals: A guide for

- Canada. Ottawa, Ontario. Canadian Council on Animal Care 1969; 438.
- Casella RL. The peripheral hemogram in the chinchilla. *Mod Vet Pract* 1963a; 44: 66-8.
- Casella RL. Blood platelets of the chinchilla. *Mod Vet Pract* 1963b; 44: 51.
- Collette WL, Meriwether WF. Some changes in the peripheral blood of dogs after administration of certain tranquilizers and narcotics. *Vet Med Small Anim Clin* 1965; 60: 1223-6.
- Diamond J. Evolution, consequences and future of plant and animal domestication. *Nature* 2002; 418: 700-7.
- DiBartola SP, Green RA, de Moraes HSA, Willard MD. Störungen des Elektrolyt- und Säure-Basen-Haushalts. In: *Labordiagnostik in der Kleintierpraxis*. Willard MD, Tvedten H, eds. München: Urban & Fischer 2006; 139-60.
- Dold U, Zysno E. Das Verhalten der Transaminasen und der Laktatdehydrogenase im Serum bei Infektionskrankheiten. *Med Welt* 1964; 33: 97-101.
- Donnelly TM, Brown CJ. Guinea pig and chinchilla care and husbandry. *Vet Clin Exot Anim* 2004; 7: 351-73.
- Dougherty JH. The acute effects of  $Ra^{226}$  on blood cells of chinchillas. *Res Radiobiol* 1966; 31: 85-93.
- Ederstrom HE, Akers TK, Keefner KR, Thompson RE. Comparison of tolerance to hypoxia and hyperoxia in chinchillas and guinea pigs. *Space Life Sciences* 1971; 3: 171-73.
- Egen H, Ernst H. Chinchilla. In: *Krankheiten der Heimtiere*. Gabrisch K, Zwart P, eds. Hannover: Schlütersche 2001; 173-96.
- Eidmann S. Untersuchungen zur Ätiologie und Pathogenese von Fellschäden beim Chinchilla. *Diss med vet*, Hannover, 1992.
- Ewringmann A. Blutwerte bei Kleinsäugetern. In: *Heimtierkrankheiten*. Göbel T, Ewringmann A, Hrsg. Stuttgart: Ulmer 2005; 312-5.
- Ewringmann A, Glöckner B. Leitsymptome bei Meerschweinchen, Chinchilla und Degu. 1. Aufl. Stuttgart: Enke 2005; 263-9.

Fox JG, Cohen BJ, Loew FM. Laboratory animal medicine. Orlando: Academic Press 1984; 192.

Fürll M, Garlt C, Leppmann P. Blutuntersuchung. In: Klinische Labordiagnostik. Fürll M, Hrsg. Leipzig: Hirzel 1981; 97-193.

Geller E, Yuwiler A, Schapiro S. Comparative effects of a stress and corticoid upon some enzymic activities. *Biochim Biophys Acta* 1964; 93: 311-5.

Gromadzka-Ostrowska J, Zalewska B, Szylarska-Gòzdz E. Peripheral plasma progesterone concentration and haematological indices during normal pregnancy of chinchillas (*Chinchilla laniger*, M.). *Comp Biochem Physiol A* 1985; 82: 661-5.

Guder WG. Einfluß von Probennahme, Proben-transport und Probenverwahrung auf klinisch-chemische Untersuchungsergebnisse. *Ärztl Lab* 1976; 22: 69-75.

Guder WG. Preanalytic factors and their influence on analytical quality specifications. *Scand J Clin Lab Invest* 1999; 59: 545-9.

Harkness JE. Rabbit husbandry and medicine. *Vet Clin of North Am (Small Animal Practice)* 1987; 17: 1019-44.

Harper EJ, Hackett RM, Wilkinson J, Heaton PR. Age-related variations in hematologic and plasma biochemical test results in beagles and labrador retrievers. *J Am Vet Med Assoc* 2003; 223: 1436-42.

Hartmann K. Haltungsbedingte Erkrankungen beim Chinchilla. *Tierärztl Prax* 1993; 21: 574-80.

Hartmann K, Fischer S, Kraft W. Heimtiere als Patienten in der Kleintierpraxis. *Tierärztl Prax* 1995; 23(K): 83-91.

Hein J, Hartmann K. Labordiagnostische Referenzbereiche bei Meerschweinchen. *Tierärztl Prax* 2003; 31(K): 383-9.

Henderson D, Hamernik RP, Woodford C, Sitler RW, Salvi R. Evoke-response audibility curve of the chinchilla. *J Acoust Soc Am* 1973; 54: 1099-101.

Henry RJ, Reed AH. Normal values and the use of laboratory results for the detection of disease. *Clinical chemistry: principles and technics*. 2. ed. Harper & Row 1971; 343-71.

Henry RJ, Canon DC, Winkelmann R. Proteins. In: Clinical chemistry: principles and technics. Henry RJ, Canon DC, Winkelmann R, eds. New York: Harper & Row 1974; 417-21.

Herre W, Röhrs M. Haustiere zoologisch gesehen, 2. Aufl. Heidelberg: Spektrum 1990; 70-1.

Hirschberger J. Körperhöhlenergüsse. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005; 235-40.

Hoefer HL. Chinchillas. Vet Clin North Am Small Anim Pract 1994; 24: 103-11.

Jain NC. Schalm's Veterinary Hematology, 4. Aufl. Philadelphia: Lea & Fibinger 1986; 274-349.

Jakubow K, Gromadzka-Ostrowska J, Zalewska B. Seasonal changes in the haematological indices in peripheral blood of chinchilla (*Chinchilla laniger* l.). Comp Biochem Physiol A 1984; 78: 845-53.

Jakubow K, Gromadzka-Ostrowska J. Twenty-four hour changes in lysozyme levels, total plasma protein concentration, gamma-globulin concentration, white blood cell count and numbers of lymphocytes and granulocytes in the peripheral blood of chinchillas *Chinchilla laniger* m. and rabbits *Oryctolagus cuniculus* l. Comp Biochem Physiol A 1987; 86: 109-12.

Johnson K. Red blood cell count in the chinchilla. Nat Chinchilla Breeder 1950; 6: 13-4.

Kitts WD, Krishnamurti CR, Hudson RJ. Cellular blood constituents and serum protein fractions of the chinchilla (*Chinchilla lanigera*). Can J Zool 1971; 49: 1079-84.

Kolb H, Meyer CH, Merten R, Solbach HG. Die Beeinflussung der Enzymaktivitäten im Serum durch Mikrohämolysen bei der Serumgewinnung. Mitt Dienst 1961; 2: 380.

Kraft H. Das morphologische Blutbild von *Chinchilla velligera* (Prell 1934). Blut 1959; 5: 386-7.

Kraft H : Krankheiten der Chinchillas. 5. Aufl. Stuttgart: Enke 1994; 17-23.

Kraft W. Exokrines Pankreas. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin.

Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005; 170-6.

Kraft W. Heimtiere als Patienten in der tierärztlichen Praxis-Entwicklung seit 1967. Tierärztl Prax 2005; 33(K): 221-6.

Kraft W, Bostedt H, Heinritzi K. Serum-Lipide. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005; 293-6.

Kraft W, Dürr UM, Bostedt H, Heinritzi K, Füll M. Leber. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005; 145-69.

Kraft W, Dürr UM, Füll M, Bostedt H, Heinritzi K. Harnapparat. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005; 186-219.

Kraft W, Dürr UM, Füll M, Bostedt H, Heinritzi K. Hämatologie. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005; 49-114.

Kraft W, Dürr UM, Füll M, Bostedt H, Heinritzi K. Serum-Protein. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005; 284-92.

Kraft W, Füll M, Bostedt H, Heinritzi K. Skelettmuskulatur, Knochen, Kalzium-, Phosphor-, Magnesiumstoffwechsel. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005; 263-71.

Kraft W, Hartmann K, Dereser R. Altersabhängigkeiten von Laborwerten bei Hund und Katze. Teil I. Enzymaktivitäten im Blutserum. Tierärztl Prax 1995; 23: 502-8.

Kraft W, Hartmann K, Dereser R. Altersabhängigkeiten von Laborwerten bei Hund und Katze. Teil II. Elektrolyte im Blutserum. Tierärztl Prax 1996a; 24: 169-73.

Kraft W, Hartmann K, Dereser R. Altersabhängigkeiten von Laborwerten bei Hund und Katze. Teil III. Bilirubin, Kreatinin und Protein im Blutserum. Tierärztl Prax 1996b; 24: 610-5.

Kraft W, Wirth W. Elektrolyte und Säure-Basenhaushalt. In: Klinische



Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005; 272-83.

Löffler G, Petrides PE, Heinrich PC. Nervensystem. In: Biochemie und Pathobiochemie. Löffler G, Petrides PE, Heinrich PC, Hrsg. Heidelberg: Springer 2007: 1023-51.

Lösch U, Cihak J, Erhard MH, Kaspers B. Blut und Abwehr. In: Physiologie der Haustiere. Engelhardt W, Breves G; Hrsg. Stuttgart: Hippokrates 2000: 190-216.

Lutonski DM, Bower RH. The effect of thrombocytosis on serum potassium and phosphorus concentrations. Am J Med Sci 1994; 307: 255-8.

Martin LB, Chidambaram RM, Schroeder KE, McFadden SL. Thyroparathyroidectomy procedures and thyroxine levels in the chinchilla. J Am Ass Lab Anim Sci 2005; 44: 31-6.

Mc Clure DE. Clinical pathology and sample collection in the laboratory rodent. Vet Clin North Am Exot Anim Pract 1999 Sep; 2: 565-90

Merry CJ. An introduction to chinchillas. Veterinary Technician 1990; 11: 315-22.

Michaelson SM, Scheer K, Gilt S. The blood of the normal beagle. J Am Vet Med Assoc 1966; 148: 532-4.

Mischke R. Hämostase. In: Klinische Labordiagnostik in der Tiermedizin. Kraft W, Dürr UM, Hrsg. Stuttgart: Schattauer 2005; 115-44.

Morrison PR, Kerst K, Rosenmann M. Hematocrit and hemoglobin levels in some chilean rodents from high and low altitude. Int J Biometeor 1963; 7: 45-50.

Nelson D, Cox M. Die molekulare Logik des Lebens. In: Lehninger Biochemie. Nelson D, Cox M, Hrsg. Berlin, Heidelberg: Springer 2001; 3-20.

Nelson D, Cox M. Enzyme. In: Lehninger Biochemie. Nelson D, Cox M, Hrsg. Berlin, Heidelberg: Springer 2001; 257-307.

Nelson D, Cox M. Bioenergetik und Stoffwechsel. In: Lehninger Biochemie. Nelson D, Cox M, Hrsg. Berlin, Heidelberg: Springer 2001; 519-711.

Nelson RW. Störungen des Elektrolythaushalts. In: Innere Medizin der Kleintiere. Nelson RE, Couto CG, Hrsg. München, München: Urban & Fischer 2006a; 888-

907.

Nelson RW, Couto CG. Erkrankungen des endokrinen Pankreas. In: Innere Medizin der Kleintiere. Nelson RW, Couto CG, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006; 778-830.

Nelson RW, Turnwald GH, Willard MD. Endokrine und metabolische Störungen. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006; 201-54.

Ness RD. Clinical pathology and sample collection of exotic small mammals. Vet Clin North Am Exot Anim Pract 1999; 2: 591-620

Newberne PM. A preliminary report on the blood picture of the south american chinchilla. J Am Vet Med Assoc 1953; 122: 221-2.

Nordoy ES, Thorensen SI. Reference values for serum biochemical parameters in free-ranging harp seals. Vet Clin Pathol 2002, 31: 98-105.

Ostojic H, Cifuentes V, Monge C. Hemoglobin affinity in andean rodents. Biol Res 2002; 35: 27-30.

Paolini RV, Rossman JE, Patel V, Stanievich JF. A reliable method for large volume blood collection in the chinchilla. Lab Anim Sci 1993; 43: 524-5.

Parent J. Neurologische Erkrankungen. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006; 397-408.

Peat J, Narton B. Medical Statistics. Oxford: Blackwell 2005; 24-50.

Raskin RE, Latimer KS, Tvedten H. Veränderungen des weißen Blutbilds. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006; 73-108.

Rees RG. Some conditions of the skin and fur of chinchilla lanigera. J small anim Pract 1963; 4: 213-25.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Harnstoff (UREA), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 1999.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Fruktosamin (FRUC), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2000a.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Gesamteiweiß (TP), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2000b.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Glutamat-Dehydrogenase (GLDH), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2000c.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Kreatinin (CREA), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2000d.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Magnesium (Mg), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2000e.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Albumin (ALB), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2001a.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Alkalische Phosphatase (ALP), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2001b.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Aspartataminotransferase (AST/GOT), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2001c.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Cholesterin (CHOL), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2001d.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Glucose (GLU), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2001e.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Lipase (LIP), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2001f.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Triglyzeride (TG), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2001g.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Alaninaminotransferase (ALT/GPT), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2002a.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Cholinesterase (CHE), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2002b.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Creatinkinase (CK), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2002c.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Eisen (Fe), Systempackungen für

Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2002d.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Gamma-Glutamyltransferase (GGT), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2002e.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Laktatdehydrogenase (LDH), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2002f.

Roche Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Calcium (Ca), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, Mannheim 2005.

Schermer S. The blood morphology of laboratory animals. Philadelphia: F. A. Davis Company 1967; 31-3.

Schwaigart G. Chinchilla. Heimtier und Patient, 1. Aufl. Stuttgart: Gustav Fischer 1995; 9-28.

Sigma Diagnostics. Beschreibung Testverfahren Gallensäuren (SGS), Systempackungen für Hitachi 911<sup>®</sup>, St. Louis; 1995.

Silva TO, Kreutz LC, Barcellos JB, Soso AB, Souza C. Reference values for chinchilla (*Chinchilla laniger*) blood cells and serum biochemical parameters. *Ciencia Rural* 2005; 35: 602-6.

Spannl M. Blutwerte vom Chinchilla. Diss med vet, München 1987.

Spannl M, Kraft H. Blutwerte vom Chinchilla. *Berl Münch Tierärztl Wschr* 1988; 101: 344-347.

Strike TA. Hemogram and bone marrow differential of the chinchilla. *Lab Anim Care* 1970; 20: 33-8.

Stryer L. Regulatorische Strategien. In: Biochemie. Stryer L, Hrsg. Heidelberg: Spektrum 2007a; 307-38.

Stryer L. Kohlenhydrate. In: Biochemie. Stryer L, Hrsg. Heidelberg: Spektrum 2007b; 339-64.

Stryer L. Der Stoffwechsel; Konzepte und Grundmuster. In: Biochemie. Stryer L, Hrsg. Heidelberg: Spektrum 2007c; 458-83.

Stryer L. Glykolyse und Glukoneogenese. In: Biochemie. Stryer L, Hrsg. Heidelberg: Spektrum 2007d; 484-530.

Stryer L. Der Fettsäurestoffwechsel. In: Biochemie. Stryer L, Hrsg. Heidelberg: Spektrum 2007e; 686-721.

Tappa B, Amao H, Takahashi KW. A simple method for intravenous injection and blood collection in the chinchilla (*Chinchilla laniger*). Lab Anim 1989; 23: 73-75.

Wahlefeld AW, Herz G, Bernt E. Modification of the Mallory-Evelyn method for a simple, reliable determination of total bilirubin in serum. Scand J clin Lab Invest 1972; 29: 11-2.

Watanabe N, Briggs BR, Lim DJ. Experimental otitis media in chinchillas. Ann Otol Rhinol Laryngol Suppl. 1982; 93: 1-8.

Weiss D, Tvedten H. Großes Blutbild und Knochenmarkuntersuchung. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006; 13-42.

Weiss D, Tvedten H. Veränderungen des roten Blutbilds. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006; 43-72.

Willard MD, Twedt DC. Lebererkrankungen. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006; 287-304.

Wenzel UD. Geschichte der Pelztierzucht. In: Das Pelztierbuch. Wenzel DU, Hrsg. Stuttgart: Ulmer 1990a; 26-27.

Wenzel UD. Biologie der Pelztiere. In: Das Pelztierbuch. Wenzel DU, Hrsg. Stuttgart: Ulmer 1990b; 44-45.

Wenzel UD. Farmzucht des Chinchilla. In: Das Pelztierbuch. Wenzel DU, Hrsg. Stuttgart: Ulmer 1990c; 187.

Wenzel UD. Fütterung der Pelztiere. In: Das Pelztierbuch. Wenzel DU, Hrsg. Stuttgart: Ulmer 1990d; 301.

Werner LL, Turnwald GH, Willard MD. Immunologische Störungen und Imbalancen der Plasmaproteine. In: Labordiagnostik in der Kleintierpraxis. Willard MD, Tvedten H, Hrsg. München: Urban & Fischer 2006; 357-76.

Wolford ST, Schroer RA, Gohs FX, Gallo PP, Falk HB, Dente AR. Effect of age

on serum chemistry profile, electrophoresis and thyroid hormones in beagle dogs two weeks to one year of age. Vet Clin Pathol 1988; 17: 35-42.

## **IX. ANHANG**

1. Kenngrößen und Referenzbereiche bei Chinchillas unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle)
2. Angaben in der Literatur zu Referenzwertstudien bei Chinchillas (Gesamttabelle)
3. Angaben in der Literatur zu labordiagnostischen Referenzwerten bei Chinchillas (Gesamttabelle)
4. Tabellenverzeichnis
5. Abbildungsverzeichnis

Tab. 49: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Chinchillas unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle) (A = Alter; Abh = Abhängigkeiten; G = Geschlecht; ges = gesamt; Kurt = Kurtosis; m = männlich; M = Median; Mo = Monate; n = Anzahl; neutr = neutrophile; SD = Standardabweichung; segm = segmentkernige; stab = stabkernige; w = weiblich; x = arithmetisches Mittel) (Seite 1)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefe	Range	x ± 2 SD	95 %- Perzentil
Hämatologische Parameter												
Erythrozyten	ges		154	10 <sup>12</sup> /l	7,48	7,51	0,79	0,19	0,04	5,47 – 9,96	5,90 – 9,06	5,82 – 9,15
	G	m	62		7,75	7,82	0,86	-0,15	0,04	5,82 – 9,96	6,03 – 9,47	6,10 – 9,67
		w	92		7,30	7,37	0,68	-0,19	-0,47	5,47 – 8,57	5,94 – 8,66	5,75 – 8,48
Hb	ges		154	mmol/l	7,99	8,05	0,72	1,67	-0,66	5,39 – 9,80	6,55 – 9,43	6,49 – 9,46
	G	m	62		8,21	8,34	0,78	1,84	-0,79	5,39 – 9,80	6,65 – 9,77	6,09 – 9,65
		w	92		7,85	7,94	0,63	2,05	-1,03	5,56 – 8,92	6,59 – 9,11	5,98 – 8,86
Hkt	ges		154	l/l	0,41	0,41	0,04	0,08	-0,16	0,29 – 0,50	0,33 – 0,49	0,33 – 0,48
	G	m	62		0,42	0,41	0,04	-0,05	-0,31	0,30 – 0,49	0,34 – 0,50	0,33 – 0,49
		w	92		0,40	0,40	0,04	0,44	-0,13	0,29 – 0,50	0,32 – 0,48	0,32 – 0,48
MCV	ges		154	mmol/l	54,37	54,30	2,52	1,05	-0,10	46,60 – 62,40	49,33 – 59,41	48,65 – 58,99
	G	w	62		53,82	53,75	2,35	0,65	-0,37	46,60 – 58,90	49,12 – 58,52	47,58 – 58,50
		m	92		54,75	54,95	2,58	1,27	-0,06	47,00 – 62,40	49,59 – 59,91	48,73 – 61,42
MCHC	ges		149	mmol/l	19,86	19,70	0,90	1,91	0,88	17,60 – 23,20	18,06 – 21,66	18,18 – 22,33
MCH	ges		152	fmol/l	1,08	1,07	0,08	1,18	0,14	0,85 – 1,33	0,92 – 1,24	0,90 – 1,27
Thrombozyten	ges		154	10 <sup>9</sup> /l	480,32	459,5	155,64	0,57	0,71	196,00 – 980,00	169,04 – 791,60	207,50 – 866,50
Leukozyten	ges		154	10 <sup>9</sup> /l	7,30	6,74	3,80	0,99	1,13	1,45 – 20,30	-0,30 – 14,90	2,09 – 17,60
	A	≤ 6 Mo	18		9,91	9,87	4,63	-0,15	0,59	3,66 – 20,30	0,65 – 19,17	3,66 – 20,30
		> 6 Mo	136		6,96	6,51	3,55	1,18	1,04	1,45 – 18,30	-0,14 – 14,06	2,01 – 17,33
RDW	ges		137	%	15,37	15,20	1,28	0,01	0,51	12,90 – 19,30	12,81 – 17,93	13,20 – 18,30
	A	≤ 6 Mo	15		14,85	14,60	1,20	6,17	2,12	13,30 – 18,50	12,45 – 17,25	13,30 – 18,50
		> 6 Mo	122		15,43	15,25	1,28	-0,10	0,38	12,90 – 19,30	12,87 – 17,99	13,20 – 18,28
Retikulozyten	ges		102	%	0,19	0,00	0,63	18,21	4,07	0,00 – 4,00	-1,07 – 1,45	0,00 – 1,80



Fortsetzung Tab. 49: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Chinchillas unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle)  
(Seite 2)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefe	Range	x ± 2 SD	95 %- Perzentil
Differentialblutbild (absolut)												
Lymphozyten	ges		154	10 <sup>9</sup> /l	5,01	4,42	3,35	1,32	1,27	0,26 – 16,44	- 1,69 – 11,71	1,20 – 14,35
A	≤ 6 Mo		18		7,71	6,29	4,20	- 0,66	0,60	2,06 – 16,44	- 0,69 – 16,11	2,06 – 16,44
	> 6 Mo		136		4,66	3,84	3,07	1,78	1,34	0,26 – 15,37	- 1,48 – 10,80	1,10 – 13,89
Monozyten	ges		150	10 <sup>9</sup> /l	0,20	0,11	0,22	1,11	1,31	0,00 – 0,93	- 0,24 – 0,64	0,00 – 0,81
stabk. neutr. Granulozyten	ges		151	10 <sup>9</sup> /l	0,08	0,00	0,11	1,23	1,42	0,00 – 0,47	- 0,14 – 0,30	0,00 – 0,36
segm. neutr. Granulozyten	ges		152	10 <sup>9</sup> /l	1,80	1,57	1,11	0,32	0,89	0,07 – 5,11	- 0,42 – 4,02	0,17 – 4,56
eosinophile Granulozyten	ges		145	10 <sup>9</sup> /l	0,04	0,00	0,06	3,01	1,88	0,00 – 0,29	- 0,08 – 0,16	0,00 – 0,22
A	≤ 6 Mo		17		0,06	0,05	0,07	- 0,85	0,58	0,00 – 0,20	- 0,08 – 0,20	0,00 – 0,20
	> 6 Mo		128		0,03	0,00	0,06	4,08	2,13	0,00 – 0,29	- 0,09 – 0,15	0,00 – 0,22
basophile Granulozyten	ges		154	10 <sup>9</sup> /l	0,01	0,00	0,03	11,98	3,43	0,00 – 0,19	- 0,05 – 0,07	0,00 – 0,09
Differentialblutbild (relativ)												
Lymphozyten	ges		154	%	66,02	66,01	16,69	0,35	- 0,48	3,06 – 95,11	32,64 – 99,40	30,75 – 94,14
A	≤ 6 Mo		18		75,75	78,49	12,72	0,10	- 0,93	50,00 – 94,02	50,31 – 101,19	50,00 – 94,02
	> 6 Mo		136		64,74	64,96	16,76	0,41	- 0,41	3,06 – 95,11	31,22 – 98,26	29,87 – 94,55
Monozyten	ges		150	%	3,35	1,98	3,78	1,39	1,44	0,00 – 15,05	- 4,21 – 10,91	0,00 – 14,19
A	≤ 6 Mo		18		1,67	0,98	3,45	15,42	3,82	0,00 – 15,05	- 5,23 – 8,57	0,00 – 15,05
	> 6 Mo		132		3,58	2,04	3,77	0,92	1,28	0,00 – 14,95	- 3,96 – 11,12	0,00 – 13,98
stab. neutr. Granulozyten	ges		152	%	1,11	0,00	1,60	1,76	1,55	0,00 – 6,03	- 2,09 – 4,31	0,00 – 6,02
segm. neutr. Granulozyten	ges		154	%	27,50	27,97	14,49	- 0,69	0,23	2,10 – 66,00	- 1,48 – 56,48	4,04 – 58,16
A	≤ 6 Mo		18		20,01	17,53	10,37	1,96	1,09	3,04 – 47,98	- 0,73 – 40,75	3,04 – 47,98
	> 6 Mo		136		28,49	30,41	14,69	- 0,72	0,11	2,10 – 66,00	- 0,89 – 57,87	4,06 – 58,58
eosinophile Granulozyten	ges		150	%	0,59	0,00	0,96	2,24	1,68	0,00 – 3,95	- 1,33 – 2,51	0,00 – 3,25
basophile Granulozyten	ges		154	%	0,19	0,00	0,70	34,02	5,46	0,00 – 5,26	- 1,21 – 1,59	0,00 – 1,03

Fortsetzung Tab. 49: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Chinchillas unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle)  
(Seite 3)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefe	Range	x ± 2 SD	95 %- Perzentil
Enzyme												
ALT	ges		130	IU/l	9,79	9,00	4,81	1,60	1,10	0,00 – 26,00	0,17 – 19,41	1,55 – 23,45
AP	ges		118	IU/l	84,61	72,50	61,34	2,01	1,35	0,00 – 327,00	- 38,07 – 207,22	21,50 – 247,00
	A	≤ 6 Mo	12		124,58	117,50	60,36	- 1,39	- 0,19	28,00 – 200,00	3,86 – 245,30	28,00 – 200,00
		> 6 Mo	106		80,09	63,50	60,07	3,13	1,61	0,00 – 327,00	- 40,05 – 200,23	15,50 – 259,00
	G	m	44		98,82	100,00	63,14	- 0,82	0,42	2,00 – 246,00	- 27,46 – 225,10	4,88 – 242,00
		w	74		76,16	63,00	59,07	5,48	2,09	0,00 – 327,00	- 41,98 – 194,30	19,25 – 291,13
AST	ges		105	IU/l	91,25	89,00	32,96	1,06	0,22	0,00 – 198,00	25,33 – 157,17	19,35 – 166,05
GLDH	ges			IU/l	0,97	1,00	0,76	2,95	1,20	0,00 – 4,20	- 0,55 – 2,49	0,00 – 3,20
γ-GT	ges		97	IU/l	11,64	11,00	5,91	2,15	0,92	0,00 – 33,00	- 0,18 – 23,46	0,00 – 27,85
	A	≤ 6 Mo	11		8,46	10,00	3,24	1,57	- 1,22	1,00 – 12,00	1,98 – 14,94	1,00 – 12,00
		> 6 Mo	86		12,05	11,00	6,06	1,88	0,86	0,00 – 33,00	- 0,07 – 24,17	0,00 – 29,78
LDH	ges		109	IU/l	695,91	692	188,32	1,10	- 0,26	29 – 1133	319,27 – 1072,55	260,75 – 1107,75
	A	≤ 6 Mo	11		855,91	883,00	197,77	- 0,81	- 0,24	517,00 – 1133,00	460,37 – 1251,45	517,00 – 1133,00
		> 6 Mo	98		677,95	685,50	179,52	1,44	- 0,42	29,00 – 1107	318,91 – 1036,99	232,98 – 1069,10
	G	m	43		760,40	743,00	187,45	1,05	- 0,43	185,00 – 1133,00	385,50 – 1135,30	211,60 – 1130,70
		w	66		653,89	645,00	177,99	1,86	- 0,29	29,00 – 1107,00	297,91 – 1009,87	202,48 – 1082,70
CK	ges		113	IU/l	344,31	281,00	196,72	3,16	1,72	98,00 – 1067,00	- 49,13 – 737,75	115,85 – 938,30
CHE	ges		102	IU/l	6732,47	6718,00	2198,58	0,03	- 0,01	1284,00 – 12873,00	2335,31 – 11129,63	2172,33 – 11446,68
α-Amylase	ges		105	IU/l	2145,47	1884,00	766,23	0,28	0,95	897 – 4354,00	613,01 – 3677,93	1050,55 – 3991,35
	G	m	40		2329,90	2090,50	712,82	0,29	1,05	1352 – 4081	904,26 – 3755,54	1356,28 – 4014,68
		w	65		2031,97	1764,00	781,07	0,56	1,08	897 – 4354	469,83 – 3594,11	900,90 – 4108,95
Lipase	ges		102	IU/l	99,59	87,00	45,26	1,73	1,41	28,00 – 242,00	9,07 – 190,11	35,30 – 233,55

Fortsetzung Tab. 49: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Chinchillas unter Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle)  
(Seite 4)

Parameter	Abh	Gruppe	n	Einheit	x	M	SD	Kurt	Schiefe	Range	x ± 2 SD	95 %- Perzentil
<b>Substrate</b>												
Glukose	ges		132	mmol/l	7,50	7,48	2,15	1,54	0,55	2,17 – 14,19	3,20 – 11,80	2,92 – 13,80
Fruktosamin	ges		115	μmol/l	175,89	176,00	28,24	1,25	0,13	99,00 – 276,00	119,41 – 232,37	118,80 – 233,10
Gesamteiweiß	ges		129	g/l	56,53	56,10	6,05	1,53	-0,27	35,20 – 74,30	44,43 – 68,63	40,98 – 67,63
Albumin	ges		127	g/l	35,58	36,23	5,64	0,48	-0,66	16,30 – 46,38	24,30 – 46,86	22,75 – 44,86
Cholesterin	G	m	49		37,01	37,14	5,16	0,45	-0,64	23,76 – 46,38	26,69 – 47,33	23,82 – 46,07
		w	78		34,68	35,31	5,78	0,47	-0,64	16,30 – 44,68	23,12 – 46,24	20,37 – 43,61
Cholesterin	ges		103	mmol/l	2,78	2,65	0,91	0,27	0,71	1,10 – 5,19	0,96 – 4,60	1,23 – 5,15
	A	≤ 6 Mo	9		2,14	1,75	1,15	0,99	1,46	1,10 – 4,43	-0,16 – 4,44	1,10 – 4,43
Triglyzeride		> 6 Mo	94		2,84	2,83	0,87	0,55	0,83	1,26 – 5,19	1,10 – 4,58	1,61 – 5,16
	ges		105	mmol/l	0,84	0,66	0,49	3,22	1,57	0,16 – 2,79	-0,14 – 1,82	0,25 – 2,34
Triglyzeride	A	≤ 6 Mo	10		0,63	0,45	0,55	9,09	2,97	0,33 – 2,18	-0,47 – 1,18	0,33 – 2,18
		> 6 Mo	95		0,86	0,76	0,48	3,43	1,52	0,16 – 2,79	-0,10 – 1,82	0,23 – 2,33
Gallensäuren	ges		98	μmol/l	25,96	21,60	23,46	1,99	1,40	0,90 – 113,30	-20,96 – 72,88	1,00 – 91,93
	A	≤ 6 Mo	10		10,25	7,60	9,51	-0,32	0,99	1,00 – 27,00	-8,77 – 29,27	1,00 – 27,00
Bilirubin		> 6 Mo	88		27,74	22,25	23,93	1,67	1,30	0,90 – 113,30	-20,12 – 75,60	1,09 – 94,76
	ges		128	μmol/l	3,25	3,17	1,46	1,24	0,35	0,00 – 8,03	0,33 – 6,17	0,00 – 6,46
Harnstoff	ges		133	mmol/l	8,60	8,39	2,19	1,83	0,63	2,42 – 16,60	4,22 – 12,98	5,02 – 13,49
Kreatinin	ges		139	μmol/l	47,87	47,00	14,23	2,36	0,53	5,00 – 106,00	19,41 – 76,33	22,00 – 77,00
	A	≤ 6 Mo	14		36,43	37,50	8,56	2,24	1,05	23,00 – 58,00	19,31 – 53,55	23,00 – 58,00
		> 6 Mo	125		49,15	48,00	14,19	2,67	0,46	5,00 – 106,00	20,77 – 77,53	22,00 – 77,00
<b>Elektrolyte</b>												
Kalzium	ges		109	mmol/l	2,48	2,48	0,25	0,43	-0,40	1,76 – 3,00	1,98 – 2,98	1,87 – 2,96
Phosphat	ges		117	mmol/l	1,77	1,66	0,70	1,64	1,13	0,29 – 3,96	0,37 – 3,17	0,59 – 3,71
	A	≤ 6 Mo	10		2,27	1,12	0,69	3,96	1,84	1,66 – 3,96	0,89 – 3,65	1,66 – 3,96
Magnesium		> 6 Mo	107		1,73	1,55	0,68	1,74	1,16	0,29 – 3,96	0,37 – 3,09	0,53 – 3,58
	ges		96	mmol/l	1,64	1,60	0,36	2,78	0,94	0,55 – 2,86	0,92 – 2,36	1,00 – 2,75
Natrium	ges		116	mmol/l	158,91	158,25	4,70	0,16	0,21	149,00 – 174,10	149,51 – 168,31	150,00 – 169,08
Kalium	ges		115	mmol/l	4,37	4,30	0,65	0,75	0,71	3,02 – 6,38	3,07 – 5,67	3,29 – 6,10
Chlorid	ges		98	mmol/l	115,42	114,70	4,84	1,33	0,26	101,70 – 131,70	105,74 – 125,10	104,53 – 126,00
Eisen	ges		102	mmol/l	36,01	35,40	10,55	0,11	0,14	11,10 – 64,90	14,91 – 57,11	14,41 – 59,20

Tab. 50: Angaben in der Literatur zu Referenzwertstudien bei Chinchillas (Gesamttabelle) (A = Alter; Gr. = Granulozyten; kA = keine Angabe; m = männlich; Mo = Monate; n = Anzahl; neutr. = neutrophile; o. = oder; segm. = segmentkernige; stab. = stabkernige; u. = und; w = weiblich; Wo = Woche) (Seite 1)

Autor	Haltung	n	Geschlecht	Gewicht	Alter	Entnahme	Zeitraum	Besonderheiten
JOHNSON (1950)	kA	1) 10 2) 5	1) m 2) w	kA	kA	kA	kA	kA
NEWBERNE (1953)	kA	12	kA	kA	kA	Ohrvene	kA	kA
KRAFT (1959)	kA	1) 10 2) 5	1) m 2) w	kA	1,5 – 4,0 Jahre	Anritzen Ohrvene	kA	Morphologische Untersuchung Blutzellen
CASELLA (1963a)	kA	8	kA	kA	1 Jahr	Herzpunktion, nachts	kA	Blutabnahme während Aktivitätszeit
CASELLA (1963b)	kA	1) 90 2) 38	1) m 2) w	kA	1 Jahr	Ohrvene	kA	Induktion der Hämopoese durch Herzpunktion, Bestimmung der Gerinnungszeit
DOUGHERTY (1966)	kA	25	kA	kA	0,3 – 14,0 Jahre	Ohrvene	kA	kA
STRIKE (1970)		1) 41 2) 52	1) m 2) w		1 – 8 Jahre	Herzpunktion nach Brustkorberöffnung in Anästhesie	kA	Knochenmarkuntersuchung
KITTS et al. (1971)	alle seit 6 Mo gleiche Haltung u. Fütterung, gekauft aus Farmen	16	w	358 – 563 Gramm	kA	Ohrvene morgens	kA	Untersuchung Altersunterschied: ≤ 2 Jahre > 2 Jahre
FOX et al. (1984)	kA	kA	kA	kA	kA	kA	kA	kA
JAKUBOW et al. (1984)	Paarhaltung	1) 30 2) 15	1) m 2) w	kA	kA	Abschneiden der Schwanzspitze, morgens	18 Mo	Untersuchung von jahreszeitlichen Schwankungen

Fortsetzung Tab. 50: Angaben in der Literatur zu Referenzwertstudien bei Chinchillas (Gesamtabelle) (Seite 2)

Autor	Haltung	n	Geschlecht	Gewicht	Alter	Entnahme	Zeitraum	Besonderheiten
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)	Holzkäfig, Paarhaltung	16	w	kA	kA	Schwanzspitze	Je 4 Trächtigkeiten pro Tier; 1 Jahr u. 3 Mo	Untersuchung während insgesamt 52 Trächtigkeiten
JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA (1987)	Holzkäfig	8	m	kA	kA	Abschneiden der Schwanzspitze	2 Mo	Untersuchung der Tagesschwankungen
SPANNL & KRAFT (1988)	kA	79	kA	kA	kA	Herzpunktion o. Gefäße der Bauchhöhle	kA	Blutgas Untersuchung klinisch kranker Tiere
EIDMANN (1992)	Pelzfarm	1) 12 2) 7	1) m 2) w	kA	8 – 12 Mo	Herzpunktion nach Tötung durch Genickbruch o. Stromeeinwirkung	kA	Untersuchung von Fellschäden
EWINGMANN (2005)	kA	kA	kA	kA	kA	kA	kA	kA
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)	kA	kA	kA	kA	kA	kA	kA	kA
SILVA et al. (2005)	Pelzfarm	24	m	kA	8 – 12 Mo	Herzpunktion nach Tötung (Genickbruch) o. in Narkose	kA	Untersuchung Unterschied post mortem/ und anästhesierte Gruppe

Tab. 51: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzbereichen bei Chinchillas (Gesamtabelle) (1 = 95 %-Perzentil-Intervall, 2 = arithmetisches Mittel (x), 3 = Range, 4 =  $x \pm$  Standardabweichung, 5 = „Richtwert“, 6 = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten, d = Tag, m = männlich, w = weiblich) (Seite 1)

Hämatologische Parameter					
Autor	Erythrozyten ( $10^{12}/l$ )	Hb (g/dl)	Hkt (l/l)	MCH (pg)	MCHC (mmol/l)
JOHNSON (1950)	w: 5,99 <sup>2</sup> /m: 4,94 <sup>2</sup>				
NEWBERNE (1953)	6,93 <sup>2</sup>	8,19 <sup>2</sup>			
KRAFT (1959)	w: 10,56 <sup>6</sup> /m: 9,45 <sup>6</sup>	w: 8,38 <sup>6</sup> /m: 7,97 <sup>6</sup>			
CASELLA (1963a)	w: 7,683 <sup>2</sup> /m: 8,753 <sup>2</sup>	w: 8,07 <sup>2</sup> /m: 8,07 <sup>2</sup>			
STRIKE (1970)	w: 5,2 – 9,9 <sup>3</sup> (6,60 $\pm$ 0,1) <sup>4</sup>	w: 5,46 – 9,56 <sup>3</sup> (7,26 $\pm$ 0,12) <sup>4</sup>	w: 25,0 – 52,0 <sup>3</sup> (38,3 $\pm$ 0,8) <sup>4</sup>		
	m: 5,8 – 10,3 <sup>3</sup> (7,25 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>	m: 4,97 – 9,37 <sup>3</sup> (7,26 $\pm$ 0,19) <sup>4</sup>	m: 27,0 – 54,0 <sup>3</sup> (38,7 $\pm$ 1,1) <sup>4</sup>		
KITTS et al. (1971)	w: 5,9 – 8,4 <sup>3</sup> (7,2 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>	w: 8,38 – 10,24 <sup>3</sup> (9,12 $\pm$ 0,50) <sup>4</sup>	w: 37,0 – 50,0 <sup>3</sup> (41,9 $\pm$ 0,4) <sup>4</sup>		
FOX et al. (1984)	6,9 <sup>2</sup> (5,2 – 10,3) <sup>3</sup>	11,7 <sup>2</sup> (8,0 – 15,4) <sup>3</sup>	38 <sup>2</sup> (27 – 54) <sup>3</sup>		
JAKUBOW et al. (1984)	w: (5,4 $\pm$ 0,4) <sup>4</sup>	w: (7,51 $\pm$ 0,43) <sup>4</sup>	w: (43,0 $\pm$ 1,4) <sup>4</sup>	w: (83,2 $\pm$ 3,2) <sup>4</sup>	w: (16,76 $\pm$ 1,12) <sup>4</sup>
	m: (5,5 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup>	m: (7,95 $\pm$ 0,31) <sup>4</sup>	m: (43,0 $\pm$ 1,2) <sup>4</sup>	m: (81,0 $\pm$ 2,1) <sup>4</sup>	m: (17,32 $\pm$ 1,12) <sup>4</sup>
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)	w: Trächtigkeit d 0 – 39: 5,3 $\pm$ 0,31 <sup>4</sup> d 40 – 59: 5,1 $\pm$ 0,50 <sup>4</sup> d 60 – 89: 5,5 $\pm$ 0,24 <sup>4</sup> d 90 – 112: 5,3 $\pm$ 0,27 <sup>4</sup>		w: Trächtigkeit d 0 – 39: 37,9 $\pm$ 1,30 <sup>4</sup> d 40 – 59: 42,8 $\pm$ 2,68 <sup>4</sup> d 60 – 89: 37,7 $\pm$ 1,50 <sup>4</sup> d 90 – 112: 45,0 $\pm$ 1,17 <sup>4</sup>	w: Trächtigkeit d 0 – 39: 69,9 $\pm$ 2,92 <sup>4</sup> d 40 – 59: 83,9 $\pm$ 6,22 <sup>4</sup> d 60 – 89: 64,0 $\pm$ 3,50 <sup>4</sup> d 90 – 112: 82,9 $\pm$ 1,10 <sup>4</sup>	
SPANNL & KRAFT (1988)	7,141 $\pm$ 0,889 <sup>4</sup>	7,59 $\pm$ 0,60 <sup>4</sup>	37,565 $\pm$ 5,889 <sup>4</sup>		
EIDMANN (1992)	5,98 – 9,47 <sup>3</sup> (7,63 $\pm$ 1,19) <sup>4</sup>	5,90 – 9,00 <sup>3</sup> (7,37 $\pm$ 1,05) <sup>4</sup>	32 – 52 <sup>3</sup> (41,22 $\pm$ 6,31) <sup>4</sup>	51 – 57 <sup>3</sup> (54,28 $\pm$ 2,19) <sup>4</sup>	
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)	6,6 – 10,7 <sup>5</sup>	7,26 – 8,38 <sup>5</sup>	33 – 49 <sup>5</sup>		
SILVA et al. (2005)	m: frisch getötet: 3,4 – 4,2 <sup>1</sup> (3,8 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup> m: betäubt: 4,1 – 4,6 <sup>1</sup> (4,3 $\pm$ 0,1) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 7,20 – 9,00 <sup>1</sup> (8,13 $\pm$ 0,37) <sup>4</sup> m: betäubt: 8,44 – 10,92 <sup>1</sup> (9,68 $\pm$ 0,50) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 34,5 – 39,51 <sup>1</sup> (37,0 $\pm$ 1,2) <sup>4</sup> m: betäubt: 39,2 – 45,9 <sup>1</sup> (42,6 $\pm$ 1,2) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 86,5 – 116,1 <sup>1</sup> (101,3 $\pm$ 6,8) <sup>4</sup> m: betäubt: 90,4 – 112,3 <sup>1</sup> (101,3 $\pm$ 3,9) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 20,17 – 23,71 <sup>1</sup> (21,91 $\pm$ 0,75) <sup>4</sup> m: betäubt: 22,78 – 27,37 <sup>1</sup> (25,08 $\pm$ 0,81) <sup>4</sup>

Fortsetzung Tab. 51: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzbereichen bei Chinchillas (Gesamttabelle) (Seite 2)

Fortsetzung: Hämatologische Parameter					
Autor	MVC ( $\mu\text{mol/l}$ )	RDW (%)	Retikulozyten (% der Erythrozyten)	Thrombozyten ( $10^3/\text{mm}^3$ )	Leukozyten
NEWBERNE (1953)					9,3 <sup>2</sup>
KRAFT (1959)					w: 6,71 – 15,00 <sup>3</sup> 10,31 <sup>6</sup> m: 7,03 – 18,14 <sup>3</sup> 11,59 <sup>6</sup>
CASELLA (1963a)				w: (499 $\pm$ 59) <sup>4</sup> /m: (491 $\pm$ 56) <sup>4</sup>	w: 9,633 <sup>2</sup> /m: 9,633 <sup>2</sup>
CASELLA (1963b)				375 <sup>2</sup>	13,90 <sup>2</sup>
DOUGHERTY (1966)					
STRIKE (1970)			w: 0 – 1,5 <sup>3</sup> (0,2 $\pm$ 0,1) <sup>4</sup>	w: 45 – 740 <sup>3</sup> (298,1 $\pm$ 20,6) <sup>4</sup>	w: 2,2 – 45,1 <sup>3</sup> (8,0 $\pm$ 0,9) <sup>4</sup>
			m: 0 – 2,8 <sup>3</sup> (0,3 $\pm$ 0,1) <sup>4</sup>	m: 50 – 650 <sup>3</sup> (254,0 $\pm$ 21,1) <sup>4</sup>	m: 1,6 – 39,9 <sup>3</sup> (7,6 $\pm$ 1,0) <sup>4</sup>
KITTS et al. (1971)					w: 4,6 – 19,5 <sup>3</sup> (8,7 $\pm$ 1,7) <sup>4</sup>
FOX et al. (1984)				274 <sup>2</sup> (45 – 740) <sup>3</sup>	7,8 <sup>2</sup> (4,0 – 25,0) <sup>3</sup>
JAKUBOW et al. (1984)	w: (1,34 $\pm$ 0,10) <sup>4</sup> m: (1,45 $\pm$ 0,11) <sup>4</sup>				w: (12,2 $\pm$ 1,1) <sup>4</sup> m: (12,0 $\pm$ 0,7) <sup>4</sup>
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)					w: Trächtigkeit d 0 – 39: 11,9 $\pm$ 1,36 <sup>4</sup> d 40 – 59: 15,0 $\pm$ 1,51 <sup>4</sup> d 60 – 89: 9,8 $\pm$ 0,82 <sup>4</sup> d 90 – 112: 8,2 $\pm$ 1,05 <sup>4</sup> m: (8,78 $\pm$ 0,65) <sup>4</sup>
JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA (1987)					11,79 $\pm$ 4,29 <sup>4</sup>
SPANNL & KRAFT (1988)					
EIDMANN (1992)	0,87 – 1,06 <sup>3</sup> (0,97 $\pm$ 0,05) <sup>4</sup>				1,3 – 10,5 <sup>3</sup> (4,96 $\pm$ 3,32) <sup>4</sup> 7,6 – 11,5 <sup>3</sup>
EWIRINGMANN & GLÖCKNER (2005)				254 – 298 <sup>5</sup>	
SILVA et al. (2005)	m: frisch getötet: 0,17 – 0,27 <sup>1</sup> (0,22 $\pm$ 0,02) <sup>4</sup> m: betäubt: 0,19 – 0,27 <sup>1</sup> (0,22 $\pm$ 0,02) <sup>4</sup>				m: frisch getötet: 4,4 – 6,1 <sup>1</sup> (5,2 $\pm$ 0,4) <sup>4</sup> m: betäubt: 8,0 – 14,3 <sup>1</sup> (11,1 $\pm$ 1,3) <sup>4</sup>

Fortsetzung Tab. 51: Angaben in der Literatur zu labordiagnostischen Referenzbereichen bei Chinchillas (Gesamttabelle)  
(Seite 3)

Differentialblutbild (absolut)					
Autor	Lymphozyten ( $10^9/l$ )	Monozyten ( $10^9/l$ )	neutr. Gr. ( $10^9/l$ )	eosinophile Gr. ( $10^9/l$ )	basophile Gr. ( $10^9/l$ )
JOHNSON (1950)					
NEWBERNE (1953)					
KRAFT (1959)					
CASELLA (1963a)					
CASELLA (1963b)					
DOUGHERTY (1966)					
STRIKE (1970)					
KITTS et al. (1971)					
JAKUBOW et al. (1984)	w: $(9,0 \pm 1,0)^4$ m: $(8,8 \pm 0,9)^4$		w: $(2,7 \pm 0,6)^4$ m: $(2,4 \pm 0,8)^4$		
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)	w: Trächtigkeit d 0 – 39: $8,8 \pm 1,13^4$ d 40 – 59: $10,7 \pm 1,15^4$ d 60 – 89: $7,4 \pm 0,58^4$ d 90 – 112: $6,1 \pm 0,78^4$		w: Trächtigkeit d 0 – 39: $2,8 \pm 0,42^4$ d 40 – 59: $3,9 \pm 0,38^4$ d 60 – 89: $2,0 \pm 0,33^4$ d 90 – 112: $1,8 \pm 0,31^4$		
JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA (1987)	m: $(6,18 \pm 0,55)^4$		m: $(2,1 \pm 0,22)^4$		
SPANNL & KRAFT (1988)					
EIDMANN (1992)					
EWINGMAN & GLÖCKNER (2005)					
SILVA et al. (2005)					



Fortsetzung Tab. 51: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzbereichen bei Chinchillas (Gesamttabelle)  
(Seite 4)

Differentialblutbild (prozentual)					
Autor	Lymphozyten (%)	Monozyten (%)		neutr. Gr. gesamt (%)	neutr. Gr. segm. (%)
JOHNSON (1950)					
NEWBERNE (1953)	51 <sup>2</sup>				
KRAFT (1959)	w: 23 – 85 <sup>3</sup> 58,76 <sup>6</sup>	m: 55 – 84 <sup>3</sup> 68,45 <sup>6</sup>	w: 0 – 2,5 <sup>3</sup> 1,36 <sup>6</sup>	m: 0 – 3,5 <sup>3</sup> 1,55 <sup>6</sup>	
CASELLA (1963a)	w: 73 <sup>2</sup> /m: 64 <sup>2</sup>		w: 22/m: 4 <sup>2</sup>	w: 23 <sup>2</sup> /m: 30 <sup>2</sup>	
DOUGHERTY (1966)	60 <sup>2</sup>		32	30,5 <sup>2</sup>	
STRIKE (1970)	w: 19 – 98 <sup>3</sup> (53,6 ± 2,4) <sup>4</sup>	m: 19 – 86 <sup>3</sup> (54,7 ± 2,8) <sup>4</sup>	w: 0 – 5 <sup>3</sup> (1,2 ± 0,2) <sup>4</sup>	w: 1 – 78 <sup>3</sup> (44,6 ± 2,2) <sup>4</sup>	m: 9 – 75 <sup>3</sup> (42,4 ± 3,0) <sup>4</sup>
KITTS et al. (1971)	w: 35 – 87 <sup>3</sup> (66,7 ± 2,6) <sup>4</sup>		w: 0 – 12 <sup>3</sup> (2,8 ± 0,4) <sup>4</sup>		w: segm.: 11 – 59 <sup>3</sup> (26,9 ± 2,3) <sup>4</sup>
FOX et al. (1984)	54 <sup>2</sup> (19 – 98) <sup>3</sup>		1,0 <sup>2</sup> (0 – 6) <sup>3</sup>	43 <sup>2</sup> (9 – 78) <sup>3</sup>	
GROMADZKA-OSTROWSKA et al. (1985)					
JAKUBOW & GROMADZKA-OSTROWSKA (1987)					
SPANNL & KRAFT (1988)	66,05 ± 17,28 <sup>4</sup>		1,57 ± 1,74 <sup>4</sup>		segm. : 28,1 ± 13, 6 <sup>4</sup>
EIDMANIN (1992)	54 – 97 <sup>3</sup> (74,68) <sup>2</sup>		0 – 4 <sup>3</sup> (1,84) <sup>2</sup>		segm. : 1 – 55 <sup>3</sup> (22,21) <sup>2</sup>
EWINGMANIN & GLÖCKNER (2005)	51 – 73 <sup>5</sup>		1 – 4 <sup>5</sup>	23 – 45 <sup>5</sup>	
SIL VA et al. (2005)	m: frisch getötet: 29,6 – 40,5 <sup>1</sup> (35,0 ± 2,5) <sup>4</sup> m: betäubt: 30,9 – 49,6 <sup>1</sup> (40,2 ± 3,9) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 7,8 – 15,2 <sup>1</sup> (11,5 ± 1,7) <sup>4</sup> m: betäubt: 3,6 – 9,1 <sup>1</sup> (6,3 ± 1,2) <sup>4</sup>			m: segm.: frisch getötet: 32,7 – 47,2 <sup>1</sup> (40,0 ± 3,4) <sup>4</sup> m: betäubt: 37,6 – 56,2 <sup>1</sup> (46,9 ± 3,9) <sup>4</sup> m: stab.: frisch getötet: 1,8 – 4,2 <sup>1</sup> (3,0 ± 0,5) <sup>4</sup> m: betäubt: 0,4 – 3,8 <sup>1</sup> (2,1 ± 0,7) <sup>4</sup>

Fortsetzung Tab. 51: Angaben in der Literatur zu labordiagnostischen Referenzbereichen bei Chinchillas (Gesamttabelle)  
(Seite 5)

Fortsetzung Differentialblutbild (prozentual) und Enzyme								
Autor	eosinophile Gr. (%)	basophile Gr. (%)		ALT (IU/l)	AP (IU/l)	AST (IU/l)	GLDH (IU/l)	γ-GT (IU/l)
NEWBERNE (1953)		0 <sup>2</sup>						
KRAFT (1959)	w: 0 – 4 <sup>3</sup> 2,3 <sup>6</sup>	m: 0 – 9 <sup>3</sup> 2,6 <sup>6</sup>						
CASELLA (1963a)	w: 1 <sup>2</sup>		m: 1 <sup>2</sup>					
DOUGHERTY (1966)	5 <sup>2</sup>	1 <sup>2</sup>						
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)				10 – 35 <sup>3</sup>	3 – 12 <sup>3</sup>	15 – 45 <sup>3</sup>		
STRIKE (1970)	w: 0 – 9 <sup>3</sup> (0,5 ± 0,2) 4	m: 0 – 7 <sup>3</sup> (0,9 ± 0,3) 4	w: 0 – 11 <sup>3</sup> (0,4 ± 0,2) 4	m: 0 – 10 <sup>3</sup> (0,9 ± 0,3) 4				
KITTS et al. (1971)	w: 0 – 5 <sup>3</sup> (0,6 ± 0,6) 4	w: 0 – 5 <sup>3</sup> (0,6 ± 0,1) 4						
FOX et al. (1984)	0,7 <sup>2</sup> (0 – 9) <sup>3</sup>	0,6 <sup>2</sup> (0 – 11) <sup>3</sup>						
SPANNL & KRAFT (1988)	2,48 ± 2,2 <sup>4</sup>	0,024 ± 0,154 <sup>4</sup>		(11,892 ± 18,410) <sup>4</sup>	(59,677 ± 33,456) <sup>4</sup>	(59,415 ± 34,543) <sup>4</sup>	(3,43 ± 4,18) <sup>4</sup>	(3,79 ± 2,66) <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)	0 – 4 <sup>3</sup> (0,842) <sup>2</sup>	0 – 1 <sup>3</sup> (0) <sup>2</sup>		8 – 65 <sup>3</sup> (24,26 ± 15,07) <sup>4</sup>	5 – 24 <sup>23</sup> (84,31 ± 60,04) <sup>4</sup>	67 – 165 <sup>3</sup> (121,88 ± 28,83) <sup>4</sup>		<1 – 9 <sup>3</sup> (3,79 ± 2,72) <sup>4</sup>
EWERINGMANN (2005)					3 – 12 <sup>5</sup>			
EWERINGMANN & GLÖCKNER (2005)	0 – 3 <sup>5</sup>	0 – 1 <sup>5</sup>			3 – 59 <sup>5</sup>	15 – 45 <sup>5</sup>	0,5 – 10,0 <sup>5</sup>	
SILVA et al. (2005)	m: frisch getötet: 3,9 – 7,6 <sup>1</sup> (5,8 ± 0,8) <sup>4</sup> m: betäubt: 0,2 – 5,2 <sup>1</sup> (2,6 ± 1,1) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 3,2 – 7,4 <sup>1</sup> (5,3 ± 1,0) <sup>4</sup> m: betäubt: 0,9 – 3,4 <sup>1</sup> (1,7 ± 0,7) <sup>4</sup>		m: frisch getötet: 30,7 – 49,1 <sup>1</sup> (39,9 ± 4,2) <sup>4</sup> m: betäubt: nicht durchgeführt	m: frisch getötet: 37,3 – 51,5 <sup>1</sup> (44,2 ± 3,0) <sup>4</sup> m: betäubt: 26,5 – 80,6 <sup>1</sup> (53,6 ± 9,7) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 201,9 – 297,0 <sup>1</sup> (249,4 ± 21,8) <sup>4</sup> m: betäubt: nicht durchgeführt		

Fortsetzung Tab. 51: Angaben in der Literatur zu labordiagnostischen Referenzbereichen bei Chinchillas (Gesamttabelle)  
(Seite 6)

Fortsetzung Enzyme und Substrate							
Autor	LDH (IU/l)	CK (IU/l)	CHE (IU/l)	$\alpha$ -Amylase (IU/l)	Lipase (IU/l)	Glukose (mmol/l)	Fructosamin ( $\mu$ mol/l)
NEWBERNE (1953)							
KRAFT (1959)							
CASELLA (1963a)							
DOUGHERTY (1966)							
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)						3,36 – 6,72 <sup>3</sup>	
STRIKE (1970)							
KITTS et al. (1971)							
SPANNL & KRAFT (1988)						(9,30 $\pm$ 3,15) <sup>4</sup>	
EIDMANN (1992)	748 - 2071 <sup>3</sup> (1271,81 $\pm$ 367,61) <sup>4</sup>	557,9 – 2557,6 <sup>3</sup> (1416,46 $\pm$ 601,12) <sup>4</sup>				5,26 – 15,90 <sup>3</sup> (10,12 $\pm$ 3,13) <sup>4</sup>	
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)						3,36 – 8,96 <sup>5</sup>	
SILVA et al. (2005)		m: frisch getötet: 35,99 – 59,99 <sup>1</sup> (47,99 $\pm$ 5,99) <sup>4</sup> m: betäubt: 35,99 – 47,99 <sup>1</sup> (41,99 $\pm$ 1,80) <sup>4</sup>				m: frisch getötet: 9,13 – 11,03 <sup>1</sup> (10,08 $\pm$ 0,43) <sup>4</sup> m: betäubt: 6,07 – 9,23 <sup>1</sup> (7,64 $\pm$ 0,67) <sup>4</sup>	

Fortsetzung Tab. 51: Angaben in der Literatur zu labordiagnostischen Referenzbereichen bei Chinchillas (Gesamttabelle)  
(Seite 7)

Fortsetzung Substrate							
Autor	Gesamteiweiß (g/l)	Albumin (g/l)	Cholesterin (mmol/l)	Triglyzeride (mmol/l)	Serum- gallensäuren	Bilirubin ( $\mu$ mol/l)	Harnstoff (mmol/l)
NEWBERNE (1953)							
KRAFT (1959)							
CASELLA (1963a)							
DOUGHERTY (1966)							
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)	50 – 60 <sup>3</sup>	25 – 42 <sup>3</sup>	1,04 – 2,59 <sup>3</sup>				1,67 – 4,16 <sup>5</sup>
STRIKE (1970)							
KITTS et al. (1971)	w: (54,34 $\pm$ 1,34) <sup>4</sup>	w: (31,06 $\pm$ 1,34) <sup>4</sup>					
JAKUBOW & GROMADZKA- OSTROWSKA (1987)	m: (63,10 $\pm$ 2,70) <sup>4</sup>						
SPANNL & KRAFT (1988)	(42,74 $\pm$ 5,44) <sup>4</sup>					(3,64 $\pm$ 1,40) <sup>4</sup>	(8,09 $\pm$ 2,02) <sup>4</sup>
EIDMANN (1992)	42 – 67 <sup>3</sup> (52,9 $\pm$ 7,50) <sup>4</sup>		2,20 – 9,89 <sup>3</sup> (3,89 $\pm$ 1,80) <sup>4</sup>	0,41 – 1,10 <sup>3</sup> (0,68 $\pm$ 0,20) <sup>4</sup>		0,51 – 6,50 <sup>3</sup> (2,82 $\pm$ 1,42) <sup>4</sup>	6,33 – 14,49 <sup>3</sup> (10,14 $\pm$ 2,43) <sup>4</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)	33 – 60 <sup>5</sup>	25 – 42 <sup>5</sup>	1,04 – 2,59 <sup>5</sup>			3,4 – 6,0 <sup>5</sup>	1,67 – 4,16 <sup>5</sup>
SILVA et al. (2005)	m: frisch getötet: 53 – 60 <sup>1</sup> (56 $\pm$ 2,0) <sup>4</sup> m: betäubt: 49 – 69 <sup>1</sup> (59 $\pm$ 2,0) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 37 – 54 <sup>1</sup> (45 $\pm$ 4,0) <sup>4</sup> m: betäubt: 24 – 61 <sup>1</sup> (44 $\pm$ 8,0) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 2,02 – 3,48 <sup>1</sup> (2,75 $\pm$ 0,33) <sup>4</sup> m: betäubt: 1,73 – 3,16 <sup>1</sup> (2,44 $\pm$ 0,29) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 1,33 – 2,62 <sup>1</sup> (1,98 $\pm$ 0,28) <sup>4</sup> m: betäubt: 0,56 – 1,10 <sup>1</sup> (0,83 $\pm$ 0,10) <sup>4</sup>		m: frisch getötet: 1,71 – 5,13 <sup>1</sup> (3,42 $\pm$ 0,68) <sup>4</sup> m: betäubt: 1,71 – 10,26 <sup>1</sup> (5,13 $\pm$ 1,71) <sup>4</sup>	m: frisch getötet: 7,61 – 11,47 <sup>1</sup> (9,54 $\pm$ 0,90) <sup>4</sup> m: betäubt: 4,76 – 7,01 <sup>1</sup> (5,89 $\pm$ 0,47) <sup>4</sup>

Fortsetzung Tab. 51: Angaben in der Literatur zu labor diagnostischen Referenzbereichen bei Chinchillas (Gesamttabelle)  
(Seite 8)

Fortsetzung Substrate und Elektrolyte								
Autor	Kreatinin ( $\mu\text{mol/l}$ )	Ca (mmol/l)	P (mmol/l)	Mg (mmol/l)	Na (mmol/l)	K (mmol/l)	Cl (mmol/l)	Fe (mmol/l)
NEWBERNE (1953)								
KRAFT (1959)								
CASELLA (1963a)								
DOUGHERTY (1966)								
CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (1969)		2,5 – 6,25			130 - 155 <sup>3</sup>	5,0 – 6,5 <sup>3</sup>	105 - 115 <sup>3</sup>	
STRIKE (1970)								
KITTS et al. (1971)								
JAKUBOW & GROMADZKA- OSTROWSKA (1987)								
SPANNL & KRAFT (1988)	(44,38 $\pm$ 11,23) <sup>4</sup>	2,472 $\pm$ 0,268 <sup>4</sup>			161,706 <sup>2</sup> $\pm$ 10,631 <sup>4</sup>	4,476 $\pm$ 0,088 <sup>4</sup>		
EIDMANN (1992)	45,09 – 164,43 <sup>3</sup> (89,29 $\pm$ 68,07) <sup>4</sup>							20,0 – 50,4 <sup>3</sup> (36,07) <sup>2</sup>
EWINGMANN & GLÖCKNER (2005)	44,20 – 150,28 <sup>5</sup>	2,5 – 3,7 <sup>5</sup>	1,3 – 2,6 <sup>5</sup>		130 - 150 <sup>5</sup>	4,0 – 4,7 <sup>5</sup>		
SILVA et al. (2005)		m: frisch getötet: 1,85 – 2,88 <sup>1</sup> (2,375 $\pm$ 0,225 <sup>4</sup> ) m: betäubt: 1,35 – 2,68 <sup>1</sup> (2,025 $\pm$ 0,275 <sup>4</sup> )		frisch getötet 3,3 – 4,2 <sup>1</sup> (3,8 $\pm$ 0,2) <sup>4</sup> m: betäubt 3,3 – 5,0 <sup>1</sup> (4,2 $\pm$ 0,4) <sup>4</sup>				

## Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Angaben zur Zahl der Erythrozyten ( $\times 10^{12}/l$ ) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten, d = Tag).....	11
Tab. 2: Angaben zur Hämoglobinkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten, * = umgerechnet aus g/dl (Faktor: 0,6207)).....	13
Tab. 3: Angaben zum Hämatokrit (%) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, d = Tag).....	15
Tab. 4: Angaben zum mittleren Erythrozytenvolumen (MCV) ( $\mu m^3$ ) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten, d = Tag, * = umgerechnet aus fl (Faktor: 1)).....	17
Tab. 5: Angaben zur mittleren Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten (MCHC) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>4</sup> = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, * = umgerechnet aus % (Faktor: 0,6207)).....	18
Tab. 6: Angaben zum mittleren Hämoglobingehalt der Einzelerthrozyten (MCH) (fmol) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, * = umgerechnet aus % (Faktor: 0,06207)).....	19
Tab. 7: Angaben zur Zahl der Retikulozyten (% of RBC) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung) 20	
Tab. 8: Angaben zur Zahl der Thrombozyten ( $10^3/mm^3$ ) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel ( $\bar{x}$ ), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $\bar{x} \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“).....	20
Tab. 9: Angaben zur Zahl der Leukozyten ( $\times 10^9/l$ ) bei Chinchillas in der Literatur	

( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten, d = Tag) (Seite 1) .....	23
Tab. 10: Angaben zur Zahl der Lymphozyten ( $x \cdot 10^9/l$ ) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, d = Tag) .....	25
Tab. 11: Angaben zur Zahl der Lymphozyten (%) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten) .....	26
Tab. 12: Angaben zur Zahl der Monozyten (%) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten) .....	27
Tab. 13: Angaben zur Zahl der neutrophilen Granulozyten ( $x \cdot 10^9/l$ ) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, d = Tag) .....	29
Tab. 14: Angaben zur Zahl der neutrophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten; stab. = stabkernig; segm. = segmentkernig) (Seite 1) .....	30
Tab. 15: Angaben zur Zahl der eosinophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, <sup>6</sup> = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten) .....	32
Tab. 16: Angaben zur Zahl der basophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“) .....	33
Tab. 17: Angaben zur Aktivität der Alaninaminotransferase (ALT) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“) .....	34

Tab. 18: Angaben zur Aktivität der alkalischen Phosphatase (AP) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“) .....	36
Tab. 19: Angaben zur Aktivität der Aspartataminotransferase (AST) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“) .....	37
Tab. 20: Angaben zur Aktivität der GLDH ( $\gamma$ -GT) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“) .....	38
Tab. 21: Angaben zur Aktivität der $\gamma$ -Glutamyltransferase ( $\gamma$ -GT) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung).....	38
Tab. 22: Angaben zur Aktivität der Laktatdehydrogenase (LDH) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung).....	39
Tab. 23: Angaben zur Aktivität der Kreatinkinase (CK) (IU/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung) .....	40
Tab. 24: Angaben zur Glukosekonzentration (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, * = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 0,056)).....	42
Tab. 25: Angaben zur Gesamteiweißkonzentration (g/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, * = umgerechnet aus g/dl (Faktor: 10)) .....	44
Tab. 26: Angaben zur Albuminkonzentration (g/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, * = umgerechnet aus g/dl (Faktor: 10))...	45
Tab. 27: Angaben zur Cholesterinkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =	



$x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus g/dl (Faktor: 0,0259)) ..... 46

Tab. 28: Angaben zur Triglyzeridkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 0,0114)) ..... 47

Tab. 29: Angaben zur Bilirubinkonzentration (μmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 17,104)) ..... 48

Tab. 30: Angaben zur Harnstoffkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 0,1665)) ..... 49

Tab. 31: Angaben zur Kreatininkonzentration (μmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 88,402)) ..... 50

Tab. 32: Angaben zur Kalziumkonzentration (Ca) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“, \* = umgerechnet aus mg/dl (Faktor: 0,25)) ..... 52

Tab. 33: Angaben zur Phosphatkonzentration (P) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“) ..... 53

Tab. 34: Angaben zur Magnesiumkonzentration (Mg) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> =  $x \pm$  Standardabweichung) ..... 54

Tab. 35: Angaben zur Natriumkonzentration (Na) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur (<sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“) ..... 54

Tab. 36: Angaben zur Kaliumkonzentration (K) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung, <sup>5</sup> = „Richtwert“) .....	55
Tab. 37: Angaben Chloridkonzentration (Cl) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung).....	56
Tab. 38: Angaben zur Eisenkonzentration (Fe) (mmol/l) bei Chinchillas in der Literatur ( <sup>1</sup> = 95-%-Perzentil-Intervall, <sup>2</sup> = arithmetisches Mittel (x), <sup>3</sup> = Range, <sup>4</sup> = $x \pm$ Standardabweichung).....	56
Tab. 39: Einteilung der Chinchillas in Altersgruppen .....	58
Tab. 40: Verwendete Geräte, Verbrauchsmaterialien und Reagenzien (Seite 1) (Vergr. = Vergrößerung) .....	61
Tab. 41: Priorisierung der labordiagnostischen Parameter (Reihenfolge der Durchführung: 1 – 4).....	65
Tab. 42: Labordiagnostische Bestimmungen nach Testverfahren (Seite 1) .....	66
Tab. 43: Die Referenzbereiche Range, klassischer Referenzbereich und nichtparametrischer Referenzbereich im Vergleich.....	75
Tab. 44: Ausreißer, die mit Hilfe des Interquartilbereiches eliminiert wurden ....	77
Tab. 45: Ergebnis der Signifikanztests für hämatologische Parameter, Enzyme, Substrate und Elektrolyte bei den Variablen Alter ( $\leq 6$ Monate, $> 6$ Monate), und Geschlecht (Mann-Whitney-U-Test (1 = weiblich, 2 = männlich) (grau unterlegt = $p < 0,05$ )) (Seite 1) .....	97
Tab. 46: Referenzbereiche für hämatologische Parameter, Enzyme, Substrate und Elektrolyte (95-%-Perzentil-Intervall) ohne Berücksichtigung von Abhängigkeiten (Abh.) (A = altersabhängig; G = geschlechtsabhängig) (Seite 1) .....	99
Tab. 47: Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) und Median (() = Median) altersabhängiger Parameter (wenn $p < 0,05$ ) .....	102
Tab. 48: Referenzbereiche (95-%-Perzentil-Intervall) und Median (() = Median) geschlechtsabhängiger Parameter (wenn $p < 0,05$ ).....	103
Tab. 49: Kenngrößen und Referenzbereiche bei Chinchillas unter	

Berücksichtigung signifikanter Einflussfaktoren (Gesamttabelle) (A = Alter; Abh = Abhängigkeiten; G = Geschlecht; ges = gesamt; Kurt = Kurtosis; m = männlich; M = Median; Mo = Monate; n = Anzahl; neutr = neutrophile; SD = Standardabweichung; segm = segmentkernige; stab = stabkernige; w = weiblich; x = arithmetisches Mittel) (Seite 1)..... 143

Tab. 50: Angaben in der Literatur zu Referenzwertstudien bei Chinchillas (Gesamttabelle) (A = Alter; Gr. = Granulozyten; kA = keine Angabe; m = männlich; Mo = Monate; n = Anzahl; neutr. = neutrophile; o. = oder; segm. = segmentkernige; stab. = stabkernige; u. = und; w = weiblich; Wo = Woche) (Seite 1) ..... 147

Tab. 51: Angaben in der Literatur zu labordiagnostischen Referenzbereichen bei Chinchillas (Gesamttabelle) (1 = 95-%-Perzentil-Intervall, 2 = arithmetisches Mittel (x), 3 = Range, 4 =  $x \pm$  Standardabweichung, 5 = „Richtwert“, 6 = berechneter Durchschnitt aus angegebenen Einzelwerten, d = Tag, m = männlich, w = weiblich) (Seite 1)..... 149

## Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Anzahl (n) der Chinchillas mit einem bestimmten Alter in Monaten (Mo) .....	58
Abb. 2: Anzahl (n) der Chinchillas der verschiedenen Geschlechtsgruppen (m = männlich, mk = männlich kastriert, w = weiblich, wk = weiblich kastriert; zusätzlich Anzahl in Prozent (%) der Gesamtzahl).....	59
Abb. 3: Anzahl (n) der Chinchillas der verschiedenen Fellfarben.....	60
Abb. 4: Blutentnahme beim Chinchilla aus der <i>Vena saphena lateralis</i> mittels 20-G-Kanüle und Vakutainer (Fixierung des Tieres auf dem Schoß der Hilfsperson) .....	63
Abb. 5: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Erythrozyten ( $10^{12}/l$ ) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination .....	80
Abb. 6: Häufigkeitsverteilung der Hämoglobinkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination .....	80
Abb. 7: Häufigkeitsverteilung des Hämatokrits (l/l) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination.....	81
Abb. 8: Häufigkeitsverteilung des mittleren Erythrozytenvolumens (MCV) (mmol/l) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination .....	81
Abb. 9: Häufigkeitsverteilung der mittleren Hämoglobinkonzentration der Erythrozyten (MCHC) (mmol/l) bei Chinchillas (n = 149) nach Ausreißerelimination.....	81
Abb. 10: Häufigkeitsverteilung des mittleren Hämoglobingehaltes der Einzelerythrozyten (MCH) (fmol/l) bei Chinchillas (n = 152) nach Ausreißerelimination.....	82
Abb. 11: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Leukozyten gesamt ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination .....	82
Abb. 12: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Lymphozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination .....	82
Abb. 13: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Monozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n	

= 150) nach Ausreißerelimination.....	83
Abb. 14: Häufigkeitsverteilung der Zahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n = 151) nach Ausreißerelimination .....	83
Abb. 15: Häufigkeitsverteilung der Zahl der segmentkernigen neutrophilen Granulozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n = 152) nach Ausreißerelimination .....	83
Abb. 16: Häufigkeitsverteilung der Zahl der eosinophilen Granulozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n = 145) nach Ausreißerelimination .....	84
Abb. 17: Häufigkeitsverteilung der Zahl der basophilen Granulozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination .....	84
Abb. 18: Häufigkeitsverteilung der Zahl Lymphozyten (%) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination .....	84
Abb. 19: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Monozyten (%) bei Chinchillas (n = 150) nach Ausreißerelimination .....	85
Abb. 20: Häufigkeitsverteilung der Zahl der stabkernigen neutrophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas (n = 152) nach Ausreißerelimination .....	85
Abb. 21: Häufigkeitsverteilung der Zahl der segmentkernigen neutrophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination .....	85
Abb. 22: Häufigkeitsverteilung der Zahl der eosinophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas (n = 150) nach Ausreißerelimination .....	86
Abb. 23: Häufigkeitsverteilung der Zahl der basophilen Granulozyten (%) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination .....	86
Abb. 24: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Thrombozyten ( $10^9/l$ ) bei Chinchillas (n = 154) nach Ausreißerelimination .....	86
Abb. 25: Häufigkeitsverteilung der Zahl der Retikulozyten (%) bei Chinchillas (n = 102) nach Ausreißerelimination .....	87
Abb. 26: Häufigkeitsverteilung der Zahl der RDW (%) bei Chinchillas (n = 137) nach Ausreißerelimination .....	87
Abb. 27: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Alaninaminotransferase (ALT) (IU/l) bei Chinchillas (n = 130) nach Ausreißerelimination .....	87

Abb. 28: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der alkalischen Phosphatase (AP) (IU/l) bei Chinchillas (n = 118) nach Ausreißerelimination .....	88
Abb. 29: Häufigkeitsverteilung der Aspartataminotransferase (AST) (IU/l) bei Chinchillas (n = 105) nach Ausreißerelimination .....	88
Abb. 30: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Glutamatdehydrogenase (GLDH) (IU/l) bei Chinchillas (n = 131) nach Ausreißerelimination .....	88
Abb. 31: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der $\gamma$ -Glutamyltransferase ( $\gamma$ -GT) (IU/l) bei Chinchillas (n = 97) nach Ausreißerelimination .....	89
Abb. 32: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Laktatdehydrogenase (LDH) (IU/l) bei Chinchillas (n = 109) nach Ausreißerelimination .....	89
Abb. 33: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Kreatinkinase (CK) (IU/l) bei Chinchillas (n = 113) nach Ausreißerelimination .....	89
Abb. 34: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Cholinesterase (CHE) (IU/l) bei Chinchillas (n = 102) nach Ausreißerelimination .....	90
Abb. 35: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der $\alpha$ -Amylase (IU/l) bei Chinchillas (n = 105) nach Ausreißerelimination .....	90
Abb. 36: Häufigkeitsverteilung der Aktivität der Lipase (IU/l) bei Chinchillas (n = 102) nach Ausreißerelimination .....	90
Abb. 37: Häufigkeitsverteilung der Glukosekonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 132) nach Ausreißerelimination .....	91
Abb. 38: Häufigkeitsverteilung der Fruktosaminkonzentration ( $\mu$ mol/l) bei Chinchillas (n = 115) nach Ausreißerelimination .....	91
Abb. 39: Häufigkeitsverteilung der Gesamteiweißkonzentration (g/l) bei Chinchillas (n = 129) nach Ausreißerelimination .....	91
Abb. 40: Häufigkeitsverteilung der Albuminkonzentration (g/l) bei Chinchillas (n = 127) nach Ausreißerelimination .....	92
Abb. 41: Häufigkeitsverteilung der Cholesterinkonzentration (mmol/l) bei Chinchillas (n = 103) nach Ausreißerelimination .....	92
Abb. 42: Häufigkeitsverteilung der Triglyzeridkonzentration (mmol/l) bei	

Chinchillas (n = 105) nach Ausreißerelimination .....	92
Abb. 43: Häufigkeitsverteilung der Serumgallensäurenkonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 98) nach Ausreißerelimination .....	93
Abb. 44: Häufigkeitsverteilung der Bilirubinkonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 128) nach Ausreißerelimination .....	93
Abb. 45: Häufigkeitsverteilung der Harnstoffkonzentration ( $\text{mmol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 133) nach Ausreißerelimination .....	93
Abb. 46: Häufigkeitsverteilung der Kreatininkonzentration ( $\mu\text{mol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 139) nach Ausreißerelimination .....	94
Abb. 47: Häufigkeitsverteilung der Kalziumkonzentration ( $\text{mmol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 109) nach Ausreißerelimination .....	94
Abb. 48: Häufigkeitsverteilung der Phosphatkonzentration ( $\text{mmol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 117) nach Ausreißerelimination .....	94
Abb. 49: Häufigkeitsverteilung der Magnesiumkonzentration ( $\text{mmol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 96) nach Ausreißerelimination .....	95
Abb. 50: Häufigkeitsverteilung der Natriumkonzentration ( $\text{mmol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 116) nach Ausreißerelimination .....	95
Abb. 51: Häufigkeitsverteilung der Kaliumkonzentration ( $\text{mmol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 115) nach Ausreißerelimination .....	95
Abb. 52: Häufigkeitsverteilung der Chloridkonzentration ( $\text{mmol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 98) nach Ausreißerelimination .....	96
Abb. 53: Häufigkeitsverteilung der Eisenkonzentration ( $\text{mmol/l}$ ) bei Chinchillas (n = 102) nach Ausreißerelimination .....	96

## **X. DANKSAGUNG**

Mein besonderer Dank gilt Frau Prof. Dr. Hartmann für die Überlassung des Themas, ihre wissenschaftliche Anleitung und Unterstützung bei der Durchführung der Arbeit.

Ebenso gilt mein Dank Frau Dr. Hein, ohne deren Hilfe und Unterstützung die Durchführung dieser Arbeit nicht möglich gewesen wäre.

Für die Hilfe und Unterstützung in allen statistischen Fragen danke ich Frau Dr. Carola Sauter-Louis.

Auch möchte ich allen Tierbesitzern danken, die ihre gesunden Chinchillas zur Verfügung gestellt haben. Außerdem danke ich allen Kollegen, insbesondere meiner Freundin Ulrike Flock, für ihre tatkräftige Unterstützung bei der Blutentnahme.

Für die Hilfestellung bei allen Computer- und Formatierungsproblemen danke ich meinem besten Freund Manuel Schwenk.

Ich danke meiner Familie für die Unterstützung und Rücksichtnahme, denn ohne sie wäre diese Arbeit nicht möglich gewesen. Ebenso danke ich meinen Freunden, die immer für mich da waren.